

Aus dem Institut für Parasitologie
der Veterinärmedizinischen Fakultät
der Freien Universität Berlin
Direktor: Prof. Dr. J. Boch

UNTERSUCHUNGEN ÜBER DIE ENTWICKLUNG DES PEITSCHENWURMES, TRICHURIS OVIS (ABILDGAARD, 1795)

Inaugural - Dissertation

zur Erlangung des Grades eines
Doktors der Veterinärmedizin
an der
Freien Universität Berlin

vorgelegt von

Werner Dalchow
Tierarzt aus Berlin

Berlin 1964
Journal-Nr. 461

Druck:
ERNST-REUTER-GESELLSCHAFT
der Förderer und Freunde der Freien Universität Berlin e. V.
DISSERTATIONS-DRUCKSTELLE
1 Berlin 33, Garystr. 45

Aus dem Institut für Parasitologie
der Veterinärmedizinischen Fakultät
der Freien Universität Berlin
Direktor: Prof. Dr. J. Boch

UNTERSUCHUNGEN ÜBER DIE ENTWICKLUNG DES PEITSCHENWURMES, TRICHURIS OVIS (ABILDGAARD, 1795)

Inaugural - Dissertation

zur Erlangung des Grades eines
Doktors der Veterinärmedizin
an der
Freien Universität Berlin

vorgelegt von
Werner Dalchow
Tierarzt aus Berlin

Berlin 1964
Journal-Nr. 461

Gedruckt mit Genehmigung der Veterinärmedizinischen
Fakultät der Freien Universität Berlin

Dekan: Prof. Dr. H. J. Heidrich
Referent: Prof. Dr. J. Boch
Korreferent: Prof. Dr. H. J. Heidrich



Tag der mündlichen Prüfung: 21. Februar 1964
Tag der Promotion: 21. Februar 1964

Inhaltsverzeichnis

	Seite
I. Einleitung	2
II. Verbreitung, Morphologie, Entwicklung und Pathogenität von <i>Trichuris ovis</i> (anhand der Literatur)	3
III. Eigene Untersuchungen	
A. Material und Methodik	16
B. Untersuchungsergebnisse	
1) Exogene Entwicklung	23
2) Endogene Entwicklung	25
IV. Besprechung der Ergebnisse	45
V. Zusammenfassung	49
VI. Literaturverzeichnis	50
Lebenslauf	

I. Einleitung

In den letzten Jahren wurde von einer zunehmenden Verbreitung des Trichuris-Befalls in deutschen und ausländischen Schafbeständen berichtet. Bisläng sind in eingehenden Untersuchungen Vorkommen, Verbreitung, exogene (präparasitische) Phase der Entwicklung sowie klinische Erscheinungen dieses auch bei anderen Wiederkäuern auftretenden Peitschenwurmes ausführlich behandelt worden. Dagegen sind Fragen, welche die endogene (parasitische) Phase, morphologische Einzelheiten der Entwicklungsstadien, deren Lokalisation im Tierkörper sowie die pathogene Bedeutung betreffen, nur am Rande gestreift worden. Sie bedürfen noch einer weitgehenden Klärung.

Es wurde mir von Herrn Prof. Dr. Boch die Aufgabe übertragen, an künstlich mit Trichuris ovis infizierten Schafen den endogenen Entwicklungszyklus mit besonderer Berücksichtigung der Morphologie der einzelnen Larvenstadien zu untersuchen. Es sollten damit die Grundlagen für spätere Therapieversuche erarbeitet werden.

II. Verbreitung, Morphologie, Entwicklung und Pathogenität von Trichuris ovis (anhand der Literatur)

Die Peitschenwürmer wurden in der Literatur erstmals von MORGAGNI (1764) erwähnt, der ihre Gestalt und ihren Aufenthaltsort beschrieb, ohne ihnen einen Namen zu geben. ROEDERER und WAGLER (1762) führten die Bezeichnung Trichuris ein, verwechselten aber Vorder- und Hinterende des Wurmes. GOEZE (1782) schlug den zutreffenden Namen Trichocephalus vor. Jedoch setzte sich die Bezeichnung Trichuris aufgrund des zoologischen Prioritätsgesetzes im Schrifttum durch. Die zur Zeit 65 Spezies umfassende Gattung Trichuris wird im System nach CHITWOOD und CHITWOOD (zit. KOTLÁN, 1960) unter der Ordnung Enoplida in der Familie der Trichuridae, im System nach SKRJABIN und Mitarb. (1957) unter der Ordnung Trichocephalida in der Familie der Trichocephalidae geführt.

Bei Schafen und Ziegen können neben Trichuris ovis (Syn. Trichocephalus ABILDGAARD, 1795; Trichocephalus affinis RUDOLPHI, 1802; Mastigodes affinis ZEDER, 1803) auch Trichuris globulosa (von LINSTOW, 1901), Trichuris discolor (von LINSTOW, 1906), Trichuris skrjabini (BASKAKOV, 1924) sowie nach Angaben von SARWAR (1945) Trichuris parvispiculum (ORTLEPP, 1937) auftreten.

Verbreitung

Entsprechend der Widerstandsfähigkeit der Eier kommen Peitschenwürmer als K o s m o p o l i t e n auf der ganzen Welt vor. In den USA hat BITING (1895) erstmals das Auftreten von Trichuris ovis bei Schafen und Zie-

gen beschrieben. NILES (1898) stellte diese Spezies bei Schafen in Iowa, TAYLOR und BOYNTON (1910) im Staate New York und CRAWLEY (1921) in Pennsylvania bei Schafen, Ziegen und Rindern fest.

Herkömmlicherweise wurden die bei Schafen auftretenden Formen als *Trichuris ovis* bezeichnet. Erst LUCKER und FOSTER (1957) machten auf das Vorkommen von *Trichuris globulosa* und *Trichuris discolor* aufmerksam. Schließlich traf POWERS (1961) bei seinen Untersuchungen von 2294 Lämmern und 379 Schafen in Wisconsin, die zu 52,9 % mit Peitschenwürmern befallen waren, vermehrt *Trichuris discolor* an. Von 5870 geprüften männlichen *Trichuris*-exemplaren waren 48,2% *Trichuris discolor*, 28,6 % *Trichuris ovis* und 23,2 % *Trichuris globulosa*.

BAYLIS (1932) fand bei der Überprüfung gesammelten Materials von Schafen, Ziegen und Rindern aus Uganda, Zululand und Natal *Trichuris globulosa*. Er vermutete, daß diese Spezies auch in anderen Teilen Afrikas bei Wiederkäuern verbreitet sei. Auch ORTLEPP (1937) stellte nur *Trichuris globulosa* fest. Obwohl MÖNNIG (1932) Material vom Blesbock (*Damaliscus albifrons*) und Springbock (*Antidorcas marsupialis*) als *Trichuris ovis* und *Trichuris globulosa* identifizierte, hielt ORTLEPP (1937) dieses Wurmmaterial für eine neue Art, die er als *Trichuris antidorchi* bezeichnete. Bei der Ziege fand er Peitschenwürmer, die er von den bisher beschriebenen *Trichuris globulosa* trennte und als *Trichuris parvispiculum* benannte.

BASKAKOV (1924) beschrieb zum ersten Male *Trichocephalen* bei 4 turkestanischen Kamelen, von denen er sagt, sie ständen morphologisch dem *Trichuris discolor*

nahe. Es handelte sich um *Trichuris skrjabini*. In späteren Untersuchungen fand BADANIN (1939) bei Dromedaren in Turkmenien *T. ovis* zu 65 %, *T. skrjabini* zu 25 %, bei Baktrianen nur *T. skrjabini* zu 85 %.

In Deutschland berichtete RUDOLPHI (1802) über einen Nematoden des Schafes, den er als *Trichocephalus affinis* bezeichnete. Nach den Ausführungen von SPREHN (1927) ist diese Art aber wohl identisch mit *T. globulosa*. *Trichuris ovis* wurde bei 24 Gemen aus verschiedenen Gebieten Österreichs durch GEBAUER (1932) nachgewiesen. Ferner untersuchte KOCK (1942) 22 Rehe im Jagdrevier Hörter und fand Spezies von *Trichuris* zu 77,2 % im Blind- und Grimmdarm. Davon entfielen 13,6% auf *T. globulosa*, dessen Vorkommen beim Reh bis dahin unbekannt war. In 26 Muffel aus verschiedenen Revieren des Bundesgebietes schließlich fanden BOCH und HÖRCHNER (1962) *T. ovis*, *T. globulosa* und *T. skrjabini*.

BOULENGER (1923) stellte *T. ovis* bei Schafen auf Sansibar fest. AMBROSIONI (1936) fand dieselbe Spezies bei Rehwild in Italien, VAN den BERGHE (1937) *T. skrjabini* beim Okapi im Zoologischen Garten von London. In 20 auf Weiden Schottlands gehaltenen Lämmern wurden von MORGAN und CORNER (1939), in 4 Shorthornstieren von SOLIMAN (1952) *Trichuris ovis* festgestellt. Die erste Veröffentlichung über den Befall einer Ziege durch *T. globulosa* und *T. ovis* in China stammt von TINER und CHIN (1949), in Spanien von SÁNCHEZ BOTIJA (1950), desgleichen das Vorkommen von *T. globulosa* bei Giraffa reticularis sowie *T. discolor* beim Rinde in Japan von NODA (1955). Wenige Exemplare von *Trichuris globulosa* im Dickdarm von Kamelen in Indien fanden PUROHIT und LODHA (1958) sowie MITSKEVICH (1959) *Trichuris skrjabini* bei einem Rentier im Leningrader Zoologischen Garten.

In Pakistan untersuchte SARWAR (1957) 14 Schafe und 13 Ziegen auf Trichuren. Außer bei 4 Ziegen und einem Schafe stellte er einen durchschnittlichen Befall von 7 *T. globulosa* sowie 38 *T. skrjabini* pro Tier fest. Er hält ferner die von THAPAR und SINGH (1954) beschriebenen *Trichuris ovis*-Exemplare bei Schaf und Ziege in Indien für *T. globulosa* und *T. skrjabini*. Die Spiculus-scheide habe Ähnlichkeit mit der von *T. globulosa*, andererseits entspreche die Beschreibung von Vulva und Vagina der Morphologie von *T. skrjabini*. CLARKSON und OWEN (1959) betonen, daß das häufige Vorkommen von *T. ovis* bei 400 von ihnen untersuchten Schafen und Rindern auf den Bahama-Inseln im dort herrschenden Klima begründet ist.

Mit Sicherheit bestehen jahreszeitlich bedingte Befalls-Schwankungen. So beobachtete SCHMID (1933/34) bei Lämmern in Thüringen bis Juni eine gewisse Abnahme der Ausscheidung von Trichuriseiern, von Juli bis September trotz des überaus trockenen Sommers eine deutliche Zunahme. Die Hauptansteckungszeit vermutete er im Herbst, da die Eizahlen bei Lämmern im Vergleich zu denen der älteren Tiere erheblich höher lagen. Der Autor nahm ferner eine Altersresistenz bei Mutterschafen an. POWERS (1961) konnte ähnliche Verhältnisse in den USA nachweisen. Während im Juni 45 % aller Lämmer mit *Trichuris ovis* infiziert waren, wurde die größte Verbreitung mit 97 % im September festgestellt. Bis zum Mai des darauffolgenden Jahres erfolgte ein Abfall bis zu 11 %. Er glaubt, daß die nicht embryonierten Eier den Winter überdauern und sich erst im Frühling bei entsprechenden Temperaturen entwickeln.

Morphologie

Nachdem ABILDGAARD (1795) Trichocephalen beim Schafe gefunden hatte, die er Trichuris ovis nannte, entdeckte RUDOLPHI (1802) bei demselben Wirt ebenfalls Peitschenwürmer, die er unter Angabe genauer Größenverhältnisse, Form und Gestalt als Trichocephalus affinis beschrieb. Von den weiblichen Geschlechtsorganen nahm er irrtümlich an, daß die Vagina mit dem Anus gemeinsam ausmünde. MAYER (1841) war einer der ersten, der sich eingehender mit dem Bau der Kopulationsorgane befaßte und eine recht charakteristische Abbildung des Spiculums und seiner Scheide gab. WILSON (1846) und COBBOLD (1864) haben, im Gegensatz zu CURTICE (1890), nach Angaben von SPREHN (1927) ebenfalls mit Sicherheit Trichuris ovis vorgelegen. HEINE (1900) beschäftigte sich eingehend mit der Anatomie erwachsener Trichocephalen unter Verwendung histologischer Schnitte. SJÖBERG (1926) gibt zwar eine richtige Beschreibung von T. ovis, wurde aber Opfer des seinerzeit herrschenden Durcheinanders in der Nomenklatur, sodaß sie T. ovis als neue Form beschrieb.

Als Kriterium der spezifischen Differenzierung der Spezies innerhalb der Gattung Trichuris sah SCHWARTZ (1926) die Form des Spiculums und die Struktur der Spiculumscheide an. Weniger wichtig und mehr variablen Charakters wurde die Gesamtgröße der Würmer und das Verhältnis der dünnen vorderen zur dicken hinteren Körperportion erachtet. BASKAKOV (1924) beschrieb die Spiculumscheide von T. skrjabini proximal größer als distal. Er stützte sich bei der Unterscheidung dieser Spezies von T. discolor und T. cameli im wesentlichen auf diese Tatsache. RANSOM (1911), GEBAUER (1932), BHALLERAO (1935), MÖNNIG (1950) sowie MORGAN und HAWKINS (1953) machten sich ebenfalls diese Art der Charakterisierung zunutze. CHAND-

LER (1930) dagegen charakterisierte 6 Arten nach gewissen inneren, konstant auftretenden Strukturen (Länge der Kloakaltube und dessen Diverticulum am Ursprung des Spiculums, Länge und Gestalt des Ejaculationsganges, Form des gewundenen Vas deferens und des Hodens).

GEBAUER (1932) differenzierte *T. ovis* und *T. globulosa* aufgrund der Spiculumscheide. Er stellt in Abbildungen die terminale kugelförmige Erweiterung bei *T. globulosa* der terminalen subsphärischen Erweiterung der Spiculumscheide bei *T. ovis* gegenüber. Der gestreckte Typ ohne Erweiterung (*T. discolor*) wurde von RANSOM bereits 1911 beschrieben und gezeichnet. ARTJUCH (1936) führte die verschiedenen Formen der Spiculumscheide auf bestimmte physiologische Bedingungen und mechanische Einflüsse durch das Wirtstier zurück. Dagegen folgert POWERS (1961) aus seinen einjährigen Untersuchungen von annähernd 6000 männlichen *Trichuris*-exemplaren, daß Alter des Wirtes sowie jahreszeitliche Schwankungen auf die drei verschiedenen Typen nur wenig Einfluß haben. Nach SARWAR (1959) hat der Ductus ejaculatorius von *T. ovis* und *T. globulosa* die gleiche, derjenige von *T. skrjabini* und *T. discolor* die doppelte Länge der Samenblase. RANSOM (1911), SJÖBERG (1926), BHALLERAO (1935), MORGAN und HAWKINS (1953) sowie POWERS (1961) stimmen darin überein, daß die Spiculumlänge bei *T. ovis* zwischen 5 und 6 mm liegt. CHANDLER (1930) sowie SKRJABIN und Mitarb. (1957) geben 7 - 7,65 mm an.

Bei *Trichuris*-weibchen werden die Struktur der Vagina und der Typ der Vulva gewöhnlich zur Differenzierung herangezogen. AYLISS (1932) sowie ORTLIPP (1937) führten an, daß die vordere Portion der Vagina von *T. ovis* lang ist und einen regelmäßig gewundenen Verlauf nimmt. Bei *T. globulosa* wird diese kurze und muskulöse Vagina von

groben Stacheln eingefast.

Nach Beobachtungen von CHITWOOD (1931) erweitert sich der dünne muskuläre Teil des Oesophagus bei *T. ovis* und *T. vulpis* abrupt zu einem Bulbus am Übergang zum Stichosom. Der drüsige Zellkörper mündet nach RAUTHER (1918) in den Oesophagus. MÜLLER (1929) bestreitet dies. Im Gegensatz zu anderen Trichurisarten ist der retraktile, in seiner Längsachse um 180° gedrehte Mundspeer (FÜLLEBORN, 1923) nur bei bestimmten Larvenstadien von *T. ovis* zu finden, nicht aber bei erwachsenen Würmern (THAPAR und SINGH 1954, POWERS 1961).

Schon LEUCKART (1876) vermutete in dem 0,1 mm von der Kopfspitze entfernten körnigen Band um den Oesophagus das zentrale Nervensystem. HEINE (1900) führte histologisch den sicheren Nachweis. An der ventralen Seite des haardünnen Vorderendes befindet sich ein granuliertes Längsband, auch als "Stiftchensaum" (MÜLLER, 1929) oder "bacillary band" (SMYTH, 1962) bezeichnet. Es nimmt etwa ein Drittel des Vorderkörperdurchmessers ein (CLAPHAM, 1945). JÄGERSKIÖLD (1901) hielt es für ein Kleborgan. Beiderseits des Vorderkörpers befinden sich subcuticulare Leisten bzw. Seitenfelder mit dem Wassergefäßsystem. Das im Hinterkörper vorhandene Seitenfeld mündet beim Männchen in die Kloake.

Die Schale der charakteristisch geformten Trichuriseier besteht aus mehreren Schichten (INATOMI, 1960). Die äußerste Hülle ist aus Proteinen, die mittlere mit den Polpfröpfen aus Chitin und die innere Vitellinmembran aus Lipiden aufgebaut.

Sitz

Nach WICHMANN (1889) liegt *Trichuris trichiura* auf der Schleimhaut. ASKANAZY (1896) glaubte an ein Einbohren in die oberflächlichen Schichten, RAUTHER (1918) lediglich an ein loses Anheften, auch wenn GIRARD (1901) Peitschenwürmer tief in der Mucosa gefunden hatte. In umfassenden histologischen Untersuchungen klärten CHRISTOFFERSEN (1914) und LEWINSON (1925), daß diese Helminthen sich aktiv über die Krypten in die Mucosa des Caecum und Colon einbohren. Die Bohrgänge verlaufen teilweise parallel zur Oberfläche stark geschlängelt (SAGREDO, 1925). OUDENDAL (1924) bestritt Bohrgänge und glaubte, der Wurm drehe sich um seine Längsachse und wickle sich so in die Schleimhaut ein. HOEPPLI (1927) widerlegte aufgrund histologischer Befunde diese Ansicht. Nach OSHMARIN (1960) begünstigt der filamentöse Vorderkörper das aktive Einbohren. Nach ARTJUCH (1936) und POWERS (1961) sitzen erwachsene Würmer von *Trichuris ovis* in ganzer Länge oder teilweise in der Mucosa mehr oder weniger tief, ohne die Muscularis zu durchbrechen.

Exogene Entwicklung

Nach LEUCKART (1876) scheiden geschlechtsreife *Trichuris ovis*-Weibchen täglich etwa 1000 Eier aus. POWERS (1961) stellte einen deutlichen Anstieg und später einen plötzlichen Abfall der Eiproduktion fest. Gewisse Immunreaktionen nehmen POWERS, TODD und Mc NUTT (1960) bei *Trichuris suis* an. Entsprechende Temperaturen sowie genügende Feuchtigkeit sind Voraussetzungen für eine normale Reifung der ausgeschiedenen Eier. Nach ARTJUCH (1936) entwickelten sich in Wasser bei 30° C bebrütete *Trichuris ovis*-Eier in 16 Tagen, nach PUCHOJ (1939) bei 25-30° C nach 24-25 Tagen sowie nach THAPAR

und SINGH (1954) in 22 Tagen. Als optimale Entwicklungstemperaturen geben POWERS (1961) 32°C , DEO (1960) $35,5^{\circ}\text{C}$ an. Hier sind nach 13-15 Tagen die ersten Larven nachweisbar.

Mit DINNIK und DINNIK (1939) geht DEO (1960) in der Feststellung konform, daß beim Verbringen nicht embryonierter Eier in feuchte Erde oder destilliertes Wasser die Entwicklung bei 30°C nach 17 Tagen beendet ist. Als Grenztemperatur, bei der eine Entwicklung aufhört, bezeichnet ARTJUCH (1936) $14-15^{\circ}\text{C}$. POWERS (1961) beobachtete keine Entwicklung von 1 1/2 Jahre lang bei $4-10^{\circ}\text{C}$ in destilliertem Wasser aufbewahrten Eiern, wohl aber nach Verbringen in optimale Temperaturen. Während SCHICHOBALOWA und GORODILOWA (1945) sowie BIZYULYAVICHYUS (1955) durch mehrmaliges Wiederauftauen und Einfrieren *Trichuris trichiura*-Eier nicht schädigen konnten, tötete 30-maliges Wiederholen dieses Prozesses alle Eier ab (JETTMAR und EXNER, 1951).

Bei direkter Sonnenbestrahlung entwickeln sich weder Eier von *T. ovis* (PUCHOW, 1939) noch von *T. skrjabini* (MAGOMEDBEKOW, 1953). Ein Minimum von 8 % Erdfeuchtigkeit ist unbedingt für *T. trichiura* notwendig (SCHICHOBALOWA und GORODILOWA, 1945). Am günstigsten sind Tonerde- und Lehmböden (CHANDLER, 1955).

Bezüglich der Motilität der Larven liegen nur wenige Angaben vor. POWERS (1961) bemerkte die erste aktive Bewegung des Embryos von *T. ovis* nach 15 Tagen, MAGOMEDBEKOW (1953) von *T. skrjabini* nach 37 Tagen bei 32°C . Während nach RUBIN (1954) die Dauer der Bewegungsfähigkeit bei *T. vulpis* zwischen 3-16 Tagen schwankt, konnten THAPAR und SINGH (1954) sowie DEO (1960) übereinstimmend Bewegungen der Larven von *T. ovis* noch bis zu 6 Monaten beobachten.

Bei der Feststellung der Infektiosität der präparasitischen Stadien von Schafnematoden erwähnte SHORB (1942) unter anderem, daß Eier von *T. ovis* unter Weidebedingungen im Sommer für 3 1/2 Monate infektiös-tüchtig seien. HAWKINS und COLE (1944) fanden 4 1/2 Monate. KATES (1943) vermutete eine Überwinterung von Trichuriseiern auf der Weide, CAMERON (1934) eine Lebensfähigkeit sogar von mehreren Jahren. POWERS (1961) wies nach, daß *T. ovis*-Eier den strengen Winter in Wisconsin (tiefste Temperatur -37°C) überlebten und bei steigenden Temperaturen im Frühjahr sich entwickelten. Nach seiner Ansicht ist dies biologisch in der Tatsache begründet, daß die größte Eiausscheidungsrate bei Schafen in die Monate September/Okttober fällt. Die Eier müssen also überwintern. Das gleiche stellten POWERS, TODD und Mc NUTT (1960) bei *T. suis*-Eiern fest. Auch MARSH (1936) konstatierte bei Jährlingsschafen eine sehr niedrige Ausscheidungsquote von *T. ovis*-Eiern im November/Dezember. HAWKINS und de FREITAS (1947) erklären die Zunahme der Eizahlen im Februar/März mit der Möglichkeit einer Stallinfektion, wie dies bereits SCHMID (1933/34) einwandfrei festgestellt hatte.

Endogene Entwicklung

Wie bei den anderen Trichurisarten erfolgt auch bei *Trichuris ovis* keine Körperwanderung im Laufe der endogenen Entwicklung (LEUCKART, 1876; THAPAR und SINGH, 1954). ROGERS (1958) und FAIRBAIRN (1961) glauben ein von außen wirkendes Stimulans aktiviere Enzyme innerhalb des Eies, die erst den Schlupf bewirken. Es bestehe im wesentlichen aus der entsprechenden Temperatur, einem CO_2 -Druck von 5 Vol. %, einem pH Wert nahe 7,0 sowie aus unspezifischen reduzierenden Substanzen.

POWERS (1961) wandte eine modifizierte FAIRBAIRN-Technik an. Nach Behandlung der bei 32° C embryonierten Eier mit einer 2,5 %igen Natriumhypochloritlösung zur Entfernung der äußeren Eischale, der anschließenden Einwirkung von künstlichem Magensaft auf die verbleibende Vitellinmembran und durch folgendes Zentrifugieren konnten 75-90 % der Larven zum Schlüpfen gebracht werden. Er schloß aus seinen Versuchen, daß die äußeren Hüllen der Trichuriseier entweder durch die Pansenmotorik oder durch Verdauungsenzyme bzw. beide Faktoren entfernt und aufgelöst werden. Nach DEO (1960) schlüpften 4 % der Larven, wenn die embryonierten Trichuris ovis-Eier mit 5 ccm künstlichem Magensaft für 15-20 Stunden und anschließend mit der gleichen Menge Pankreassaft bei 36,5° C versetzt wurden. POWERS (1961) vermutet das Schlüpfen der infektionstüchtigen Larven im Dünndarm, SMYTH (1962) im Caecum. Der endgültige Sitz der erwachsenen Würmer sind nach ROSS und GORDON (1936), THAPAR und SINGH (1954) sowie POWERS (1961) Caecum und Colon. Nicht unerwähnt soll ein von AMBROSIONI (1936) festgestellter Befund bleiben. Er fand Trichuris ovis bei Rehen im Magen und Dünndarm, nicht aber im Caecum und Colon. Es handelte sich hier wohl um nach dem Tode hochgewanderte Helminthen.

Als Larvenstadium I von T. ovis werden übereinstimmend die Formen nach der Bildung des vermiformen Embryos im Ei bezeichnet (THAPAR und SINGH, 1954; DEO, 1960; POWERS, 1961). Sie sind gekennzeichnet durch den Besitz des Mundspeeres und des muskulären Oesophagusteils. Dieser soll nach THAPAR und SINGH (1954) in der Kopfreion sowie am Übergang zum sogenannten Zellkörper eine leichte Schwellung aufweisen. Übereinstimmend führen die Autoren an, daß sich das infektionstüchtige Stadium durch den zweireihigen Zellkörper, den Darm und das kurze Rektum aus-

zeichnet. Im Gegensatz dazu beobachtete POWERS (1961) den einreihigen Zellkörper erst in dem aus dem Wirt gewonnenen Larvenstadium II. Der Mundspeer ist in diesem Stadium nur noch bei wenigen Exemplaren nachweisbar.

Das Larvenstadium III ist nach POWERS (1961) sowie THAPAR und SINGH (1954) durch das Auftreten eines Geschlechtsprimordiums gekennzeichnet. In der Larve IV wurden erstmals Anlagen der einzelnen Geschlechtsorgane festgestellt.

Die Präpatenzzeit beträgt 48-50 (ARTJUCH, 1936), 42-52 (PUCHOW, 1939), 49-84 (THAPAR und SINGH, 1954) bzw. nach POWERS (1961) 52-63 Tage. Für *T. skrjabini* gibt MAGOMEDBEKOW (1953) 42-47 Tage an. Im Gegensatz hierzu stehen Beobachtungen von DEO (1960), der bei künstlich mit *T. ovis* infizierten Lämmern in Indien erstmals nach 85 und 135 Tagen Eier im Kot feststellte. Er glaubt, daß verschiedene Umweltbedingungen und eine individuelle Resistenz des Wirtes für diese lange Präpatenzzeit verantwortlich seien.

OPITZ (1963) hat erstmals Häutungen im Tierkörper bei der endogenen Entwicklung von *T. vulpis*, FAHMY (1954) zwei Häutungen bei *T. muris* beobachtet. Für *T. ovis* wurden bisher Häutungen weder im Ei noch im Verlaufe der endogenen Phase im Wirtstier beschrieben.

Über die Lebensdauer der adulten Peitschenwürmer des Schafes liegt nur eine Angabe von MAGOMEDBEKOW (1953) vor. Sie soll für *Trichuris skrjabini* 125 bis 180 Tage betragen.

Pathogenität

Über die Pathogenität von *Trichuris ovis* liegen derzeit nur wenige Angaben vor. MAENHOUT (1947) beobachtete bei mit *Trichuris ovis* befallenen Färsen Schwäche, Unruhe, Abmagerung, leichte Ödeme der Halsregion und profuse wässrige Durchfälle. Die Sektion eines einzigen Tieres ergab zahlreiche *Trichuris*-exemplare in der Blinddarmschleimhaut, die geschwollen und gerötet war sowie punktförmige Blutungen in der Submucosa aufwies. MAGOMEDBEKOW (1953) beschrieb bei künstlich mit *T. skrjabini* infizierten Schafen in Rußland Verdauungsstörungen, insbesondere profuse Durchfälle. POWERS (1961) sah bei *T. ovis*-Infektionen ab 49. Tage p.i. blutige Diarrhoen, die 15 Tage anhielten, verbunden mit erheblichen Gewichtsverlusten. Bei Überprüfung des Blutbildes fand er bereits am 1. Tage p.i. eine einsetzende Eosinophilie. Histologisch beobachtete er neben einer starken eosinophilen, monozytären und polymorphkernigen Infiltration in der Tunica propria umschriebene Läsionen im Caecum und Colon. POWERS, TODD und Mc NUTT (1960) stellten außerdem bei Ferkeln in den gleichen Darmabschnitten zahlreiche eitrig-knötchenartige Knötchen fest. Sie sind davon überzeugt, daß *T. suis* eine dem *Oesophagostomum* ähnliche "Knötchenkrankheit" hervorrufen könne.

III. Eigene Untersuchungen

Im Hinblick auf die bis heute nur wenigen Angaben über die einzelnen Entwicklungsstadien von *Trichuris ovis* wurde in eigenen Untersuchungen der endogene Zyklus dieses Nematoden an 12 künstlich infizierten Schafen studiert.

A. Material und Methodik

Das für die künstliche Infektion erforderliche Wurm-eiermaterial beschaffte ich mir vom Schlachthof Berlin-Spandau, zu einem kleinen Teil aus institutseigenen Dauerausscheidern. Zur genauen Differenzierung von *Trichuris ovis* dienten die Standardwerke von SKRJABIN und Mitarb. (1957) sowie KOTLAN (1960).

Von lebenden *Trichuris*-Weibchen wurde unter dem Stereomikroskop der Endteil des Uterus freipräpariert. Die ausgedrückten fertilen Eier reiften in mit Aqua dest. bis zu einer Höhe von 6 mm gefüllten Petrischalen bei 32° C im Brutschrank. Zur Unterdrückung des Bakterien- und Pilzwachstums setzte ich einige Tropfen 5 %iges Formalin oder 2 %ige Kaliumbichromatlösung zu. Der für die Embryonierung notwendige Sauerstoff wurde durch tägliches Belüften mittels Pipette sowie durch entsprechendes Nachfüllen von Flüssigkeit sichergestellt. Nach 15-17 Tagen bei 32° C bzw. nach 24-26 Tagen bei 28° C Bebrütungszeit wurden die embryonierten Eier in Bechergläsern bei Zimmertemperatur aufbewahrt.

Zur morphologischen Untersuchung der embryonalen und larvalen Stadien außerhalb des Eies, in Verbindung mit ihrer Beweglichkeit, benutzte ich nach POWERS (1961) 2,5 %ige Natriumhypochloritlösung. Diese lockerte in 5-8 Minuten die Polyzyphe der dickschaligen *Trichuriseier*

und löst nach 20-25 Minuten die innere und äußere Eischale auf. Damit umgibt nur noch die aus Proteinen aufgebaute Vitellinmembran die Larve. Nach dreimaligem Auswaschen des Materials in physiologischer Kochsalzlösung gewann ich Larven durch mechanisches Ausdrücken unter dem Deckglas. Bei über 21 Tage alten Eikulturen (32°) schlüpften vollentwickelte Larven nach 15 Minuten langem Stehenlassen aus der Vitellinmembran. Da aufgrund meiner Beobachtungen nach dem Schlüpfen morphologische Innenstrukturen in mehr oder weniger kurzer Zeit irreversiblen Veränderungen unterliegen, wurde auf die von POWERS (1961) angegebene modifizierte FAIRBAIRN - Technik zum künstlichen Schlüpfen von *Trichuris ovis*-Larven verzichtet.

Bei dem zur Untersuchung des endogenen Entwicklungszyklus dieses Peitschenwurmes verwendeten Tiermaterial handelte es sich um 9 Merinoland- und 3 schwarzköpfige Fleischschafe. Bis auf ein Muttertier waren es ausschließlich Lämmer. Während der Versuche wurden die Tiere in betonierten Ausläufen bei Ausschaltung einer natürlichen Infektionsmöglichkeit gehalten und im wesentlichen mit Heu und Treber gefüttert.

Den Eigehalt der für die künstliche Infektion benötigten Eiwassersuspension bestimmte ich nach kräftiger Durchmischung durch mehrmaliges Auszählen von 0,1 ml, die daraus ermittelte durchschnittliche Eizahl auf entsprechende ccm Flüssigkeit bezogen. Das Infektionsmaterial wurde den überwiegend drei bis vier Wochen alten Versuchstieren, dem natürlichen Übertragungsmodus gemäß, per os mit der Magensonde verabfolgt. Während THAPAR und SINGH (1954) und DEO (1960) mit Dosierungen von 1500 bis 3000, POWERS (1961) mit 40 000 infektionstüchtigen Eiern pro Infektion bei Schafen ar-

beiteten, variierte ich die Larvendosen von 5000 bis 78 000.

Nach anfänglicher nur einmaliger Gabe des für die künstliche Infektion vorgesehenen Materials verteilte ich später dieses auf zwei bis drei Gaben an einem Tage. Von der Verabfolgung in mehreren Tagen oder Wochen, wie es obengenannte Autoren bei künstlicher Trichurisinfection handhaben, ist mit Rücksicht auf eine genaue Rückdatierung der zu gewinnenden Entwicklungsstadien, insbesondere bei Superinfektionen, abgesehen worden. Das Alter der verwendeten Eikulturen lag zwischen 18 Tagen und 9 Monaten.

Zur Feststellung der ersten Eiausscheidung im Kot und damit der Dauer der Präpatentperiode eignete sich das Verfahren nach TELEMANN trotz des damit verbundenen Nachteiles der Verformung des Inhaltes der Trichuriseier besonders gut. Die methodisch einfachere Kochsalzanreicherung empfiehlt sich erst bei größerer Ausscheidungsrate.

Nach der Tötung der Versuchstiere wurde jeder Darmabschnitt sofort in schlachtwarmem Zustande, in Ausnahmefällen nach Aufbewahrung eines kleineren Teiles bei 4° C für 10 Stunden, parasitologisch untersucht. Mit der Kante eines Objektträgers schabte ich oberflächliche und tiefe Schichten der Mucosa bis auf die verbleibende Submucosa ab. Diese als oberflächliche und tiefe Schleimhautgeschabsel bezeichneten Proben wurden getrennt, mit physiologischer Kochsalzlösung vermischt und in dünner Schicht unter dem Mikroskop bei 80-facher sowie erforderlichenfalls 320-facher Vergrößerung sorgfältig untersucht. Auf diese Weise erfolgte die Prüfung von schätzungsweise $\frac{3}{4}$ des gesamten Darmtraktes. In An-

betracht der Gefahr eintretender irreversibler morphologischer Strukturveränderungen wurden die zu untersuchenden Geschabsel in 4 %igem Formalin aufbewahrt. Frische in Tryrodelösung bei 4° C gebrachte Geschabsel können nur in beschränktem Umfange untersucht werden, da nach Ablauf von 4 Tagen die Larven sich zersetzen (OPITZ, 1963). Zweifelloos handelt es sich bei der beschriebenen Methode um ein sehr zeitraubendes Verfahren. Andererseits lassen sich junge Entwicklungsstadien von *Trichuris ovis* nur mit größter Sorgfalt aus dem fixierten Gewebe herauspräparieren.

Mehr Vorteile bieten daher solche Untersuchungsmethoden, die schon von Anfang an das zu untersuchende Gewebe mengenmäßig auf ein Mindestmaß beschränken. Eine derartige Methode ist die künstliche Verdauung mit Pepsin (SCHWARTZ, 1939; JACOBS und Mitarb., 1960). Dieses Verfahren zur Gewinnung von Larven aus dem Gewebe befriedigte allerdings nur wenig, da Larven innerhalb von 5 Stunden angedaut werden.

Als Methode der Wahl erwies sich die Trypsinverdauung (SPRENT, 1952). Der aus 100 ml physiologischer Kochsalzlösung und 2 g Trypsin (40 000 Fuld-Groß-Einheiten pro g) bestehende Verdauungssaft wird nach Einstellung auf pH 7,3 dem aus gleichen Teilen bestehenden Gemisch von physiologischer Kochsalzlösung und mechanisch zerkleinertem Schleimhautgeschabsel in adäquater Menge zugesetzt. Verdauungsflüssigkeit und zu verdauendes Material werden bei 38° C bebrütet und alle 30 Minuten umgerührt. Nach 4-6 Stunden Bebrütung wurde der Überstand aus angedauten Gewebeteilen abgesaugt und der Bodensatz durch Siebe von 0,3 mm Maschenweite gegossen. Der verbleibende, von groben Bestandteilen befreite und durch Zentrifugieren konzentrierte Rückstand wurde anschließend auf lebende bzw.

später nach Zusatz von auf 50-55° C erhitztem Formalin auf fixierte Larven untersucht. Im Gegensatz zur Pepsinverdauung werden die Larven hier auch bei längerer Aufbewahrungsdauer nicht angedaut.

Der Untersuchung des Darminhaltes mußte gerade in solchen Fällen besondere Aufmerksamkeit gewidmet werden, in denen eine Überprüfung sofort nach der Tötung des Versuchstieres nicht möglich war; denn es kann, je nach Alter und Sitz der Larvenstadien sowie der adulten Formen, nach dem Tode des Wirtstieres ein mehr oder minder starkes Auswandern in das Darmlumen erfolgen. Der Kot wurde entweder gleich oder nach kurzer Aufbewahrung im Kühlschrank bei zu erwartenden makroskopisch sichtbaren Entwicklungsformen in dünner Aufschwemmung in einer schwarzen Schale untersucht. Um das zu überprüfende Material etwas einzuengen, erhielten die Versuchstiere 1 Tag vor der Tötung kein Futter mehr.

Sofern nur mikroskopisch feststellbare Larvenstadien im Kot erwartet werden konnten, wurde dieser nach Entfernen der groben Bestandteile mit engmaschigen Sieben mit einer aus gleichen Teilen $MgSO_4$, $ZnSO_4$ und Glyzerin bestehenden Mischung versetzt (KOZÁK und MAGROVÁ, 1960) und bei 2000 U/min für 5 Minuten zentrifugiert. Eventuell vorhandene Trichuriseier und Larven reicherten sich an der Oberfläche an. Der Überstand wurde nach mehrmaligem Auswaschen des Glyzerins, anschließender Zentrifugierung und eventuellem Zusatz einer Fixierungsflüssigkeit auf Eier und Larven untersucht.

Von mit *Trichuris ovis* befallenen Abschnitten des Caecum und Colon wurden regelmäßig Gewebeproben für die histologische Untersuchung fixiert, um insbesondere die Lokalisation der Larven in der Schleimhaut zu studieren.

Zur Darstellung der Larven in der Darmschleimhaut eignete sich die Hämatoxylin - Eosin Färbung recht gut. Schon WENIGER (1935) hatte sie beim Studium bescheideter Pferdestrongylidenlarven mit Erfolg angewandt.

Die aus dem Tierkörper isolierten Larvenstadien wurden für die morphologischen Untersuchungen mit 4 %igem, auf 55° C erhitztem Formalin, präadulte sowie adulte Exemplare in Becker-Lösung fixiert.

Sämtliche Messungen sind grundsätzlich an fixiertem Material vorgenommen worden.

Einzelheiten der Versuchsanordnung sind aus der Tabelle 1 ersichtlich.

Schaf Nr.	Geschlecht	Alter bei Schlachtg. in		Lebendge- wicht bei Schlachtg.	Infektions- dosis pro Infection	Datum der (1963)		Alter der p.i. zu erwar- tenden Larven in	Ausgang der Infection
		Monaten	kg		ca	Infection	Tötung		
1	männl.	3	11		20.000	4. 4.	12. 4.	8	-
2	weibl.	3	13		20.000	4. 4.	20. 4.	16	-
3	männl.	3	15		20.000	4. 4.	24. 5.	50	+
4	weibl.	3	17		20.000	4. 4.	29. 5.	55	+
5	männl.	4	25		20.000	4. 4.	15. 5.	41	+
6	männl.	2	12		20.000	4. 4.	9. 5.	35	+
7	weibl.	2	13		20.000	4. 4.	29. 4.	25	+
8	weibl.	4	28		10.000 20.000	1. 2. 4. 4.	19. 5.	107 45	+
30	weibl.	6	37		75.000 71.000	16. 7. 28. 7.	30. 7.	14 2	+
15	weibl.	6	39		75.000 51.800	20. 7. 12. 8.	20. 8.	31 8	+
25	männl.	6	19		10.000 60.000	20. 8. 30. 8.	3. 9.	14 4	+
136	weibl.	18	61		78.000 25.000	20. 9. 6. 10.	8. 10.	18 2	+

Tabelle 1: Übersicht über das verwendete Material zur Untersuchung der endogenen Entwicklung von *Trichuris ovis*.

B. Untersuchungsergebnisse

In eigenen Untersuchungen sollte die exogene Phase von *Trichuris ovis* untersucht und der endogene Entwicklungszyklus an künstlich infizierten Schafen und Lämmern studiert werden.

1) Exogene Entwicklung

Die geschlechtsreifen oviparen *Trichuris*-Weibchen legen nach eigenen Messungen 70-79 μ lange und 31-39 μ breite Eier ab. Sie enthalten im Zytoplasma 2 kernähnliche, etwa 7,7 - 9,3 μ große Keimzentren. Die Schale ist annähernd 2,5 μ dick.

Nach vorausgegangener Verschmelzung der männlichen und weiblichen Geschlechtskerne erfolgte am 3. Tage bei 32° C die Bildung des Zweizellstadiums durch Zellteilung in der Transversalebene. Die beiden Blastomeren waren entweder gleich oder unterschiedlich groß. Mit 6 Tagen war bei allen Eiern das Morulastadium erreicht, das über Gastrula und Blastula zu dem etwa 7 Tage dauernden Kleinzellstadium führte.

Am 16. Tage war die Larve I voll ausgebildet. Sie lag aufgerollt im Ei und ließ lebhaft Bewegungen erkennen. Wenn man zu diesem Zeitpunkt die Larven aus der Eihülle mechanisch ausdrückte, traten wesentliche Strukturveränderungen auf. Die gleichmäßig granulierten und mit einem Mundspeers versehenen Larven brechen im vorderen Teil auseinander, die Protoplasamasse läuft aus. Schon einen Tag später lockert sich die Granulation vom Mundende beginnend auf, der muskuläre Teil des Oesophagus wird sichtbar. An ihn schließt

sich eine anfangs lockere und dann dichter granuliert Zone an. (Abb. 1 A).



Abb. 1: Larven von *Trichuris ovis*

A = Larve I

B = infektionsfähige Larve II

Orig.

Diese Entwicklungsstadien sind auf Grund meiner Infektionsversuche am Schaf noch nicht invasionsfähig.

Drückt man Larven nach 23 Tagen aus den Eiern, so bleiben sie zum größten Teil erhalten. Mit Hilfe des Mundspeeres können sie die Vitellinmembran durchstoßen, was ich bei mit 2,5 %iger Natriumhypochloritlösung behandelten Eiern sah. Es lassen sich ferner bereits wesentliche morphologische Änderungen gegenüber der Larve I feststellen. Während die vordere, locker granuliert Zone noch erhalten geblieben ist, grenzt sich markant der aus 7-8 Zellen bestehende Darm ab (Abb. 1 B). Er beginnt stets mit 2 Zellen, die auf

gleicher Höhe liegen. Diese 130 - 200 μ langen und 12 - 14 μ breiten Larven II stellen das infektiö-
stüchtige Stadium dar. Stets gelang damit die künst-
liche Infektion von Schafen.

Im allgemeinen treten bei Nematodenlarven während
der exogenen Phase zwei Häutungen auf. Es lag der
Gedanke nahe, daß derartige Häutungen auch bei *Trichuris ovis* innerhalb des Eies zu erwarten sind.
Die mikroskopische Untersuchung einer großen Zahl
von embryonierten Eiern ergab jedoch keine Hinweise.
Wurden Larven aber 14 Tage lang 3 %iger Salzsäure-
lösung ausgesetzt, so konnte vielfach ein Abheben
der Cuticula beobachtet werden. Sie blieb jedoch
immer im Zusammenhang mit dem Körper. Meiner Meinung
nach liegt jedoch hier wohl keine echte Häutung vor,
zumal die angewandte Methode keine klaren Schlüsse
zuläßt.

Diese Larven bewegten sich im Ei bei Temperaturen
von 20° - 24° C etwa bis zum 30. Tage. Allerdings
konnte bis zu 5 Monaten eine Bewegung künstlich (z.B.
durch Wärme) ausgelöst werden. Trotzdem gehen Beweg-
lichkeit und Invasionstüchtigkeit nicht konform; denn
es gelang mir eine Infektion noch mit 9 Monate alten,
aber unbeweglichen Larven.

Gegen Austrocknung sind die embryonierten Eier wenig
widerstandsfähig. Alle Larven wurden in eigenen Ver-
suchen bei 37° C nach 15, bei 50° C bereits nach 8 Mi-
nuten abgetötet.

2) Endogene Entwicklung

Der endogene Entwicklungszyklus von *Trichuris ovis*
beginnt mit der Aufnahme der infektionstüchtigen
Larven II und endet mit der ersten Ausscheidung von
Eiern durch geschlechtsreife Würmer.

Die im Ei gegebenen Trichuris-Larven II schlüpften im wesentlichen in den hinteren Darmabschnitten der Versuchstiere. Ich fand im Inhalt des Duodenum sowie im Anfangsteil des Jejunum nur vereinzelt, in den hinteren Teilen des Jejunum und Ileum sowie im Caecum und Colon dagegen eine große Zahl leerer Eier ohne Polpfröpfe. Auch gelang es mir trotz sorgfältiger Untersuchung nicht, 2 Tage p.i. Larven in der Mucosa des Dünndarmes nachzuweisen. Dagegen konnte ich aus tiefen Schleimhautgeschabseln des Blind- sowie des Grimmdarmes Entwicklungsstadien isolieren, die sich sowohl größenmäßig als auch morphologisch nur geringgradig von der Larve II im Ei unterschieden.

Die genaue Lokalisation der Larven II in der Schleimhaut prüfte ich an Hand von zahlreichen histologischen Schnitten von Caecum und Colon. Ich fand dabei die Entwicklungsformen tief in der Schleimhaut, meist überwiegend in unmittelbarer Nähe der Muscularis mucosae (Abb. 2), jedoch nie unterhalb dieser. Sie lagen sowohl in den Lieberkühn'schen Krypten als auch zwischen diesen. Häufig waren sie umgeben von einer vermehrten Ansammlung von eosinophilen und polymorphkernigen Zellen. Vereinzelt traten auch Plasmazellen auf.

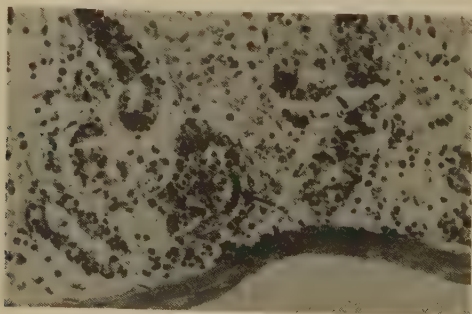


Abb. 2: Histologischer Schnitt vom Caecum eines künstlich mit *Trichuris ovis* infizierten Schafes.
↗ = einwandernde Larve II
Orig. 260x vergr.

Bereits 14 Tage nach der Infektion stellte ich bei zwei Lämmern (Nr. 25 und 30) im Caecum und in den ersten 60 cm des Colon Entwicklungsstadien fest, die sich morphologisch wesentlich von den bisherigen Larven unterschieden.

Bei diesen meist halbmondförmigen, seltener gestreckten Larven III waren muskulärer Oesophagus, Zellkörper, Darm und Rectum deutlich voneinander abgesetzt (Abb. 3).

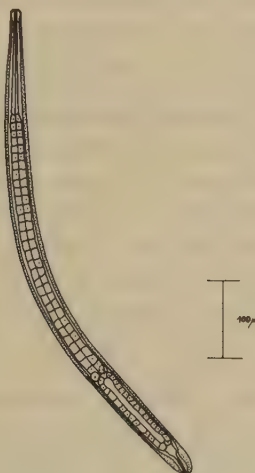


Abb. 3: Larve III von *Trichuris ovis*
aus dem Caecum eines Schafes,
14 Tage p.i., Orig.

Das Vorderende ist durch eine stärker konturierte, halbkreisförmige Mundumrandung mit einem Durchmesser von etwa 9 μ gekennzeichnet. Sie wird von der schlitzförmigen Mundöffnung unterbrochen. Der im allgemeinen gestreckte muskuläre Oesophagus ist

maximal 6 - 9 μ breit. In seiner Wand liegt der 10 - 12 μ lange lanzettförmige Mundspeer. Er war bei lebenden Larven noch voll funktionsfähig.

Im Gegensatz zur Larve II besteht der sich an den muskulären Oesophagus anschließende Z e l l k ö r p e r aus 2 Zellreihen. Die annähernd quadratischen Zellen nehmen von vorn nach hinten etwas an Länge und Breite zu. Am Übergang zum Darm sind zwei 6-9 μ große, aneinander gelagerte rundliche Zellen. Ich nehme an, daß es sich hierbei um dieselben Zellen handelt, die bereits bei der Larve II am Anfang des Darmes angetroffen wurden (Abb. 1 B).

Der mit einem kranial abgerundeten Teil beginnende Darm weist entweder ein gestrecktes oder ein mehr geschlängeltes Lumen auf, das jederseits von einer annähernd quadratischen bis polygonalen Zellreihe begrenzt wird. Er ist 18 - 22 μ breit. Das trichterförmige Rectum wird auf beiden Seiten von Verdickungen der Hautmuskelschicht begleitet.

Auf Grund von Messungen an 150 Larven konnte festgestellt werden, daß die Entwicklungsstadien im Caecum noch kleiner als die in den ersten 60 cm des Colon gefundenen sind (Tab. 2). Während die im Caecum sitzenden Larven Längen von durchschnittlich 551 μ aufweisen, sind die aus den ersten 30 cm des Colons isolierten Formen bereits 622 μ lang. Die in den zweiten 30 cm des Colon angetroffenen Larven sind sogar um 166 μ größer als die Formen im Caecum. Die Larvendicke, die jeweils am Beginn von Stichosom, Darm und Rectum gemessen wurde, nimmt ebenfalls zu. Das Vorderende nimmt also etwa drei Viertel, das Hinterende ein Viertel der Gesamtlänge ein.

Dickdarmabschnitt:		Caecum (20 cm)	Colon (erste 30 cm)	Colon (zweite 30cm)
Länge des (μ)	Körpers	475 - 662 (551)	462 - 787 (622)	550 - 925 (717)
	Vorder- endes	360 - 523 (420)	349 - 607 (476)	417 - 708 (553)
	Hinter- endes	115 - 139 (131)	113 - 180 (146)	133 - 217 (164)
	Muskul. Oesophagus	86 - 142 (119)	77 - 172 (129)	99 - 186 (146)
	Rektums	20 - 37 (29)	20 - 46 (34)	31 - 62 (40)
Breite am (μ)	Stichosom	20 - 26 (24)	20 - 28 (25)	22 - 29 (26)
	Darm	20 - 29 (25)	23 - 32 (29)	25 - 34 (30)
	Rectum	17 - 25 (21)	17 - 28 (23)	22 - 29 (25)

Tabelle 2: Größenmaße von *Trichuris ovis* Larven III
(14 Tage p.i.) im Caecum und Colon.
(ermittelt an 150 Larven).

An zahlreichen histologischen Schnitten von Caecum und Colon konnte der Sitz der Larven III in der Schleimhaut studiert werden. Im Gegensatz zur Larve II sitzen diese Formen nicht mehr so tief in der Mucosa. Bei der Lokalisation in den Lieberkühn'schen Krypten beobachtete ich, daß das Vorderende der Larven häufig dem Drüsengrund zugewandt ist (Abb. 4).

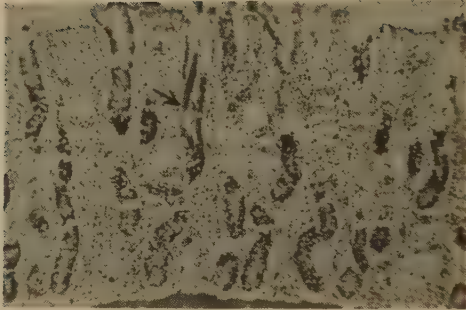


Abb. 4: Histologischer Schnitt vom Caecum eines künstlich mit *Trichuris ovis* infizierten Schafes. ↗ = Larve III
Orig. 104 x vergr.

Sie schädigen die Drüsenwand recht unterschiedlich, so daß nicht selten die ursprüngliche Form vollkommen verloren gegangen ist. Die zellulären Reaktionen seitens des Wirtstieres sind im allgemeinen nicht mehr so intensiv wie beim Befall mit Larven II. Es erfolgt demnach wohl eine aktive Wanderung der Larve III innerhalb der Schleimhaut.

Die nach 18 Tagen p.i. aus einem weiteren Schaf gewonnenen Larven III wiesen gegenüber den 14-tägigen zwar wiederum morphologisch eine Weiterentwicklung auf, blieben jedoch in der Gesamtlänge um etwa 125 μ zurück. Ich nehme an, daß eine derartige Reduzierung der Maße evtl. auf eine individuell bedingte Widerstandsfähigkeit des Wirtstieres zurückzuführen ist, zumal es sich hierbei um ein 1 $\frac{1}{2}$ Jahre altes Schaf handelte. Mit den vorher beschriebenen Larven haben sie Mundspeer und Mundumrandung noch gemeinsam. Erstmals wird etwa 30 μ von der Mundöffnung entfernt das Nervensystem sichtbar. Es ist ein über dem Anfangsteil des muskulären Oesophagus gelegenes, etwa 124 μ

breites Nervengeflecht, das die beiderseits am Hautmuskelschlauch befindlichen Nervenzellen verbindet. Unmittelbar hinter diesem beginnt an der ventralen Seite der Larve der Stiftchensaum, der durch eine stäbchenführende Zellschicht charakterisiert ist. Er nimmt allmählich an Breite zu und endet am Übergang des Zellkörpers zum Darm (Abb. 5).



Abb. 5: Larve III von *Trichuris ovis* aus dem Caecum eines 18 Tage zuvor künstlich infizierten Schafes, Orig.

Das Stichosom besteht nur noch aus einer Zellreihe. An seinem Anfang erkennt man 3 - 4 hintereinander liegende Zellen, die sich durch ihre hellere Farbe und das mehr quadratische Aussehen von den folgenden Stichosomzellen unterscheiden. Es handelt sich um das spätere drüsige Zwischenstück. Das Darmlumen ist

weiter, die Darmwandzellen sind zahlreicher und kleiner als bei den jüngeren Stadien.

Aus einem 25 Tage vorher künstlich infizierten Schaf isolierte ich wiederum in der Entwicklung etwas fortgeschrittene Larven. Sie sind gegenüber den 18-tägigen um 6,5 mm länger (Tabelle 3).

Alter der Larven in Tagen (p.i.)		14	18	25
Länge des (μ)	Körpers	462 - 925 (636)	401 - 569 (511)	6275 - 8169 (7038)
	Vorderendes	349 - 708 (484)	391 - 437 (414)	5250 - 6357 (5683)
	Hinterendes	113 - 217 (152)	99 - 149 (126)	1025 - 1812 (1355)
	Muskul. Oesophagus	77 - 186 (132)	102 - 119 (107)	425 - 512 (481)
	Rectums	20 - 62 (35)	28 - 37 (34)	150 - 212 (182)
Breite am (μ)	Stichosom	20 - 29 (25)	20 - 26 (22)	50 - 68 (58)
	Darm	20 - 34 (28)	22 - 26 (23)	94 - 126 (102)
	Iectum	17 - 29 (23)	16 - 19 (14)	69 - 87 (80)

Tabelle 3: Größenmaße verschieden alter Trichuris ovis-Larven III
(μ) = Durchschnittswerte.

Das Hinterende ist stärker gekrümmt. Erstmals ist eine Verzahnung der Cuticula zu erkennen. Der Stiftchensaum ist noch deutlicher, das aus 4 - 6 Zellen bestehende Zwischenstück stark granuliert. Der Mundspeer war nur noch bei 50% der Larven nachweisbar. Erstmals tritt

auf dem vorderen Teil des Darmes eine etwa 20 μ breite lockere Zellanhäufung auf, die bis zum ersten Viertel des Hinterendes reicht. Sie ist undeutlich von der Umgebung abgesetzt. Es handelt sich hier wohl um die erste Geschlechtsanlage.

Zusammenfassend wird festgestellt, daß das Larvenstadium III von *Trichuris ovis* durch die deutliche Gliederung in muskulären Oesophagus, Stichosom, Darm und Rectum, vor allem aber durch das Auftreten einer Geschlechtsanlage charakterisiert wird.

Um die Weiterentwicklung der Larven zu studieren, seziierte ich ein Schaf, das 31 Tage vorher infiziert worden war. Hier konnte ich bei lebenden und fixierten Larven aus Darminhalt und Schleimhautgeschabseln deutlich Häutungen beobachten. 80 % aller Entwicklungsstadien befanden sich zu diesem Zeitpunkt im Stadium der Häutung, während die restlichen 20 % diese bereits abgeschlossen hatten. Unter der alten abgehobenen sah ich die neu gebildete Cuticula besonders deutlich an Biegungen des Larvenkörpers (Abb. 6).

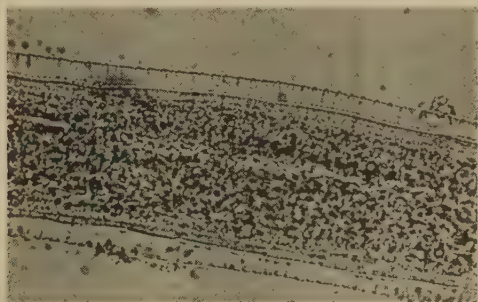


Abb. 6: Teil einer *Trichuris ovis*-Larve III während der Häutung zur Larve IV
Orig. 670 x vergr.

Diese neugebildete Cuticula betrachte ich als entscheidendes Kriterium für den Nachweis einer echten Häutung, nicht aber das Abheben der alten Cuticula allein, was ich mehrmals bei etwa 4 Monate langer Aufbewahrung von Entwicklungsformen in 4 %igem Formalin beobachten konnte. Das Loslösen der alten Haut erfolgte oft am Vorder- und Hinterende gleichzeitig, manchmal an einem Ende zuerst (Abb. 7).

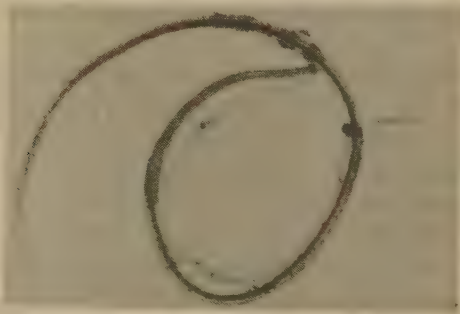


Abb. 7: Larve III von *Trichuris ovis*
während der Häutung zur
Larve IV, Orig. 40x vergr.

Die abgehobene Cuticula wird nach hinten geschoben, so daß eine charakteristische Faltung entsteht. Ähnliche Gebilde, die Futteralähnlich das Stichosom umgeben, stellen dagegen wohl Sekretionsprodukte der Larve, vermischt mit Gewebeteilen, dar.

Nach der Beobachtung einer tatsächlichen Häutung muß man dieses Entwicklungsstadium als Larve IV bezeichnen. Die beginnende Differenzierung des Geschlechtsapparates stellt ihr Hauptcharakteristikum dar. Erstmals ist eine einwandfreie Trennung in Männchen und Weibchen möglich. Die bisher deutliche Mundumrandung verschwindet allmählich, der Mundsppeer

ist nicht mehr nachweisbar. Der muskuläre Oesophagus verbreitert sich von etwa 5μ am Mundende bis 15μ am Übergang zum Stichosom. Von hier läuft er ventral am Zellkörper entlang und mündet mit einer $15-21\mu$ großen Papille in den Darm ein. Das aus 4 - 7 Zellen bestehende Zwischenstück hebt sich durch eine wesentlich stärkere Granulation vom nachfolgenden Zellkörper ab (Abb. 8 B). Der bei beiden Geschlechtern mit einem deutlichen Collum beginnende Darm besitzt kranial einen Durchmesser von etwa 44μ , distal von 25μ . Er mündet beim Weibchen in ein relativ kurzes Rectum (Abb. 8 A), beim Männchen in die Kloake ein. Bei beiden handelt es sich um exzentrische Gebilde, die ventral aus zwei mehr oder weniger gebogen verlaufenden Muskelwülsten bestehen.

Die Geschlechtsanlage zeigt gegenüber der Larve III beim Weibchen (Abb. 8 A) eine Weiterentwicklung. Sie liegt als ein etwa 840μ langer Strang auf dem Darm und endet entweder kurz vor oder direkt an der Einmündung des Darmes in das Rectum.

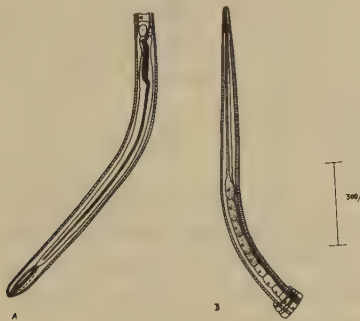


Abb. 8: Hinterende (A) und Vorderende (B) einer weibl. Larve IV von *Trichuris ovis*, Orig.

Er beginnt in unmittelbarer Nähe einer der bereits bei der Larve III vorhandenen beiden Zellen, steht jedoch nicht mit ihr in Verbindung. Der 164-184 μ lange und 15-25 μ breite Anfangsteil des Stranges bildet eine undeutliche Schleife und geht dann in den wesentlich dünneren, etwa 11 μ breiten Teil über. Der dickere Teil entspricht der Anlage von Vagina und Uterus, die angedeutete Schleife dem Eileiter und schließlich der dünne Teil dem Ovar.

Die Männchen haben einen dorsal vom Darm gelegenen Strang, der eine Länge von etwa 740 μ besitzt (Abb. 9 A).

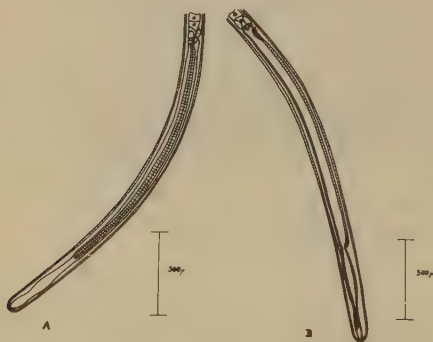


Abb. 9: Hinterende männl. Larve IV von
Trichuris ovis
A = Dorsalansicht
B = Seitenansicht; Orig.

Er ist so um 100 μ kürzer als der entsprechende beim Weibchen und endet am Übergang des Darmes in die Kloake. Wie bei der weiblichen Larve beginnt der 24 - 28 μ breite Strang in unmittelbarer Nähe an einer der am Stichosom-Darmübergang gelegenen rundlichen Zellen, besteht jedoch aus zwei neben-

einander laufenden Zellreihen. Bei seitlicher Lage der männlichen Larve beobachtete ich an der ventralen Körperseite eine auf der Kloakenwand gelegene Zellwucherung (Abb. 9 B). Distal endet diese regelmäßig mit einer keulenkörmigen 60 - 90 μ langen Verdickung, die einen maximalen Durchmesser von 22 - 27 μ aufweist. Proximal läuft sie kontinuierlich aus, findet aber vielfach eine Fortsetzung in einem unterschiedlich weit reichenden, an der Hautmuskelschicht ansetzenden Strang von etwa 6 μ Breite. Der Lokalisation nach entspricht der dorsal auf dem Darm gelegene Zellstrang der Anlage des Samenstranges, der an der Kloakenwand befindliche dem Spiculum mit dem sich meist daran anschließenden Spiculum-muskel.

Bei der Sektion des 31 Tage p.i. getöteten Lammes konnten im Blinddarm sowie in den ersten 60 cm des Grimmdarmes massenhaft Trichuris-Larven festgestellt werden. Makroskopisch war die Schleimhaut ödematös geschwollen, streifenförmig gerötet und in starke Falten gelegt. Am Übergang vom Caecum zum Colon sowie in den darauf folgenden 50 - 60 cm waren die Blutungen besonders dicht. Aus der Schleimhaut des Blind- und Grimmdarmes ragten häufig größere Larven mit ihrem Hinterende heraus. Aus zahlreichen histologischen Schnitten geht hervor, daß die Larven IV überwiegend subepithelial in der Mucosa von Caecum und Colon sitzen (Abb. 10).



Abb. 10: Subepithelial gelegene Larve IV von *Trichuris ovis* im Caecum eines 31 Tage vorher infizierten Schafes, Orig.104x vergr.

Das in der Umgebung befindliche Oberflächenepithel war nur noch in Resten erhalten. Dadurch schienen die Larven noch oberflächlicher zu sitzen, als es ursprünglich der Fall war. Daneben fand ich auch Entwicklungsstadien, die sich einwandfrei im Darmlumen befanden. Im allgemeinen sitzt das Vorderende tiefer in der Schleimhaut als das Hinterende. Um den Larvenkörper herum wurde eine meist dicht anliegende, etwa 31 μ dicke "Tunnelwand" beobachtet.

Wesentlich weiter entwickelt waren Entwicklungsstadien, die aus einem nach 35 Ta en p.i. getöteten Lamm isoliert wurden. Der Größenunterschied zu den 31 tägigen betrug bei den Männchen 8,2, bei den Weibchen sogar 10 mm. Auffällig ist besonders die Verlängerung des Vorderendes um über das Doppelte. Die maximale Breite hat sich gegenüber den vorher beschriebenen weiter nach distal verlagert und befindet sich beim Männchen am Anfang des letzten Drittels, beim Weibchen am Anfang des letzten Viertels.

In der Coelomhöhle des Hinterendes der männlichen Larven sind zahlreiche Stränge zu erkennen, die neben- und teilweise übereinander gelagert verlaufen (Abb.11).

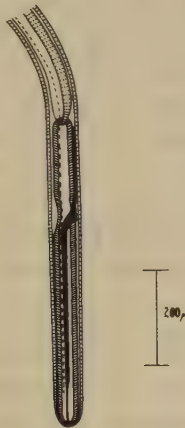


Abb. 11: Hinterende einer männl. Larve IV von *Trichuris ovis* (aus einem 35 Tage zuvor künstlich infizierten Schaf), Orig.

Der zu Beginn etwa $42\ \mu$ breite Darm zeigt bei den größten Exemplaren zwei miteinander alternierende Zellreihen, die zwischen sich nur ein geringes Lumen freilassen. Er ist maximal $54\ \mu$ breit und weist kranial eine Papille von etwa $23\ \mu$ Länge auf.

Neben dem dunkel granulierten Darm, um $3 - 5\ \mu$ nach kaudal versetzt, beginnt ein $1,9 - 3,6\ \text{mm}$ langer Strang. Es handelt sich um den Samenleiter, der im Gegensatz zu den 31 Tage alten Larven nur noch aus einer Zellreihe besteht. Dieser mündet in einen erstmals auftretenden

Ductus ejaculatorius. Häufig beobachtete ich kurz vor der Einmündungsstelle eine kongruente Lagerung von Darm und Samenleiter. Der 0,62 - 1,34 mm lange und etwa 60 μ breite Ductus ejaculatorius besteht jederseits aus einer Zellreihe von etwa 17 μ . Während dieser bei größeren Exemplaren sich gut von der Umgebung abgrenzen läßt, ist er bei weniger entwickelten nur in seinen Umrissen in Form einer Aufhellung zu erkennen. Bei mehreren Larven sah ich die Aufhellung am Ende des Samenleiters am deutlichsten, so daß ich annehme, daß die Bildung des Ductus ejaculatorius von proximal nach distal erfolgt. Unter diesem verläuft der Darm und mündet in einen Hohlraum (Kloake). Sie ist in ihrem gesamten Verlauf etwa 58 μ breit. Der etwa 3,1 μ lange Anus befindet sich bei der Mehrzahl der Larven terminal.

Deutlich erkennbar ist die Weiterentwicklung der Spiculumanlage gegenüber den 31 Tage alten Entwicklungsstadien. Sie beginnt am Ende des Ductus ejaculatorius dicht an der Körperwand, mündet in die Kloake ein und läuft in einer Spitze aus. Die mittlere Breite des Spiculums liegt bei 15 - 20 μ . Bei den zwei größten männlichen Exemplaren konnte ich bereits Ansätze der späteren Spiculartube erkennen. Erstmals beobachtete ich die Hodenanlage als einen 2,6 - 5,3 mm langen Strang, der unter dem Ductus ejaculatorius und Vas deferens nach kranial verläuft.

Die 30 Tage alten weiblichen Larven sind im allgemeinen etwas größer als die männlichen (Tabelle 4).

Alter der Larven in Tagen (p.i.)		31		35		40	
		weibl.	männl.	weibl.	männl.	weibl.	männl.
Länge des (mm)	Körpers	6,3	6,6	16,4	14,8	21,0	20,5
	Vorderendes	5,4	5,4	13,3	11,1	16,8	15,0
	Hinterendes	0,9	0,1	3,1	3,6	3,8	4,6
	Muskul.Oeso- phagus	0,5	0,49	0,7	0,6	0,8	0,63
	Rectum bzw. Kloake	0,14	0,39	0,23	0,85	0,27	1,51
Breite am (μ)	Stichosom	0,06	0,05	0,07	0,06	0,06	0,06
	Darm	0,08	0,08	0,12	0,11	0,13	0,13

Tabelle 4: Größenmaße verschieden alter *Trichuris ovis*-Larven IV (in Durchschnittswerten).

Der weibliche Geschlechtsstrang hat sich gegenüber den 31 Tage alten Larven weiter differenziert. Der gebogene Anfangsteil liegt nun nicht mehr auf dem Darm, sondern beginnt an der äußeren Hautmuskelschicht. Dort konnte ich vielfach eine geringgradige Hervorwölbung sowohl der Hautmuskelschicht wie auch der Cuticula erkennen (Abb. 12).

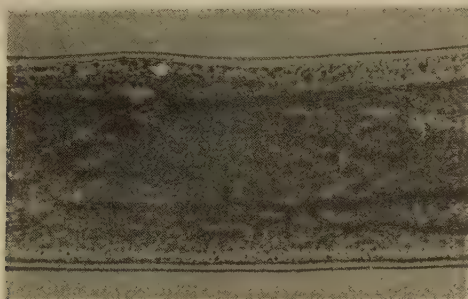


Abb. 12: Weibl. Larve IV von *Trichuris ovis*
- beginnende Vaginabildung -
Orig. 420 x vergr.

Das Lumen der späteren Vagina und des Uterus beginnt sich auszubilden. Der Uterusschlauch geht in Höhe des Rectumanfangs in den Eileiter über. Erstmals ist die Eierstockanlage zu erkennen. Das Rectum hat seine exzentrische Form beibehalten.

Zusammenfassend kann festgestellt werden, daß bei 35 Tage p.i. aus dem Tierkörper gewonnenen *Trichuris ovis*-Larven IV erstmals Hoden- bzw. Ovaranlagen deutlich sind. Bei Männchen sind der Ductus ejaculatoris, bei Weibchen die beginnende Lumenbildung von Eileiter und Uterus erkennbar, die in den nächsten 5 Tagen noch deutlicher werden.

Aus einem nach 50 Tagen p.i. getöteten Lamm (Nr. 3) isolierte ich präadulte Männchen und Weibchen. Erstmals ist eine blasenartige, cuticuläre Erweiterung des Vorderendes sichtbar. Hinter dem 26 μ breiten Nervenring beginnt ventral der etwa 120 μ breite Stäbchensaum, an dem lateral und sublateral 14 - 40 cuticulaähnliche Blasen von etwa 12 - 19 μ becherförmig aufsitzen. Es handelt sich wahrscheinlich um verfestigte Sekretröpfchen.

Der muskuläre Oesophagus nimmt allmählich an Umfang zu. Seine Breite beträgt am Übergang zum Stichosom etwa 30 μ . Die beiden am Stichosom-Darm-Übergang gelegenen Zellen sind nunmehr länglichoval. Dem Darm fehlt im Gegensatz zur Larve IV bei den meisten Exemplaren die Papille. Der etwa 440 μ lange Enddarm endet beim Weibchen subterminal, beim Männchen terminal.

Die Geschlechtsorgane bilden sich nunmehr vollständig aus. 27 - 68 μ vom Darmanfang entfernt befinden sich Vagina und Vulvaanlage, welche durch eine leicht prominierende Cuticulaverdickung dargestellt ist (Abb. 13).

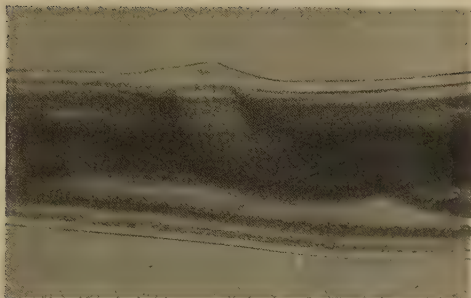


Abb. 13: Präadultes Weibchen von *Trichuris ovis*
- Vagina und Vulvaanlage -
Orig. 128 x vergr.

Die etwa 2,3 mm lange Vagina verläuft in 5 - 7 Windungen kaudal und geht in den gestreckten, ca. 9,3 mm langen Uterus über. Im Uterus-Lumen, besonders in dessen Anfangsteil, konnte ich dichtgelagerte Eizellen von länglich-ovaler Gestalt mit deutlichem Kern wahrnehmen. Die charakteristische Eischale fehlt noch. Der an den Uterus sich anschließende Eileiter zeigt am Übergang eine schleifenförmige Windung und verläuft kranial bis zum Ovar. Dieses zieht sich in leicht gewundener Form kaudal und endet in der oben erwähnten Schleife des Eileiters. Von hier ist es durch ein parallel mit dem Rectum verlaufendes Band mit dem Körperende verbunden.

Das Hinterende des Männchens beginnt sich bereits einzurollen. Aus der Hodenanlage der Larve IV hat sich distal der Einmündungsstelle des Darmes in die Kloake der Hodenschlauch entwickelt, der bis zur Verbindungsstelle von Samenleiter und Ductus ejaculatorius gestreckt und später gewunden kranial verläuft. 125 - 137 μ hinter dem Darmanfang schlägt er sich in den gestreckt verlaufenden Samenleiter um. Letzterer ist anfangs 81 - 106 μ breit, am Ende

jedoch 202 μ breit. Dieser dickere Teil kann als Samenblase bezeichnet werden. Der etwa 5,6 mm lange und stark muskulöse Ductus ejaculatorius mündet gemeinsam mit dem Darm in die Kloakaltube ein. Diese Einmündungsstelle ist im Gegensatz zur Larve IV deutlich zu sehen und durch eine vom Darm gebildete Papille charakterisiert. Das etwa 5,41 mm lange Spiculum verläuft in seinem Anfangsteil parallel zum Ductus ejaculatorius und der Kloakaltube, in die es einmündet. Bei keinem präadulten Männchen fand ich das Spiculum ausgefahren. Ich vermute daher, daß bei diesen Entwicklungsstadien das Spiculum noch nicht voll funktionsfähig ist.

Bei der Sektion des betreffenden Schafes beobachtete ich auf den Schleimhautfalten des Caecum sowie des Colon streifenförmig gerötete Bezirke verschiedener Ausdehnung. Das Colon wies außerdem 3 etwa stecknadelkopfgroße, un- deutlich abgesetzte Läsionen auf, in deren unmittelbarer Nähe sich präadulte Würmer befanden.

Bei den am 55. Tage isolierten geschlechtsreifen Trichurisweibchen ist die zweilappige Vulva mit dem Dornenbesatz endgültig ausgebildet. Vagina sowie der vordere Teil des Uterus sind bereits mit den charakteristischen Trichuriseiern vollgepfropft. Zu demselben Zeitpunkt fand ich auch ausschließlich geschlechtsreife Männchen. Sie sind durch das vielfach ausgefahrne Spiculum mit der für Trichuris ovis typischen Spiculumscheide gekennzeichnet.

IV. Besprechung der Ergebnisse

In eigenen Untersuchungen konnten die Ergebnisse von POWERS (1961) bestätigt werden, daß Eier von *Trichuris ovis* bei einer Temperatur von 32° C in 15 - 17 Tagen embryonieren. Die im Ei befindliche Larve I ist anfangs gleichmäßig granuliert. Sehr schnell werden dann Mundspeer sowie der muskuläre Ösophagus sichtbar. Diese Larve I ist noch nicht infektiös.

Nach weiteren 5 - 6 Tagen treten erstmals Darmzellen auf. Damit ist die Larve infektionstüchtig geworden, wie ich am Schafe aufzeigen konnte. Bei Einwirkung von 3 %iger HCl, wie sie HENNER (1959) zum Nachweis von Häutungen bei Askaridenlarven verwendete, löste sich der Cuticularsaum teilweise ab. Ich glaube jedoch nicht, daß es sich hierbei um eine tatsächliche Häutung handelt, da HCl immer erhebliche Deformierungen bei *Trichuris*-Larven verursacht. Trotz dieser nicht einwandfrei nachgewiesenen Häutung bezeichne ich dieses infektionstüchtige Entwicklungsstadium als Larve II. Ich bin mir jedoch bewußt, daß ich damit im Widerspruch zur Meinung von THAPAR und SINGH (1954) sowie POWERS (1961) stehe, die erst die 25 - 28 Tage nach der Infektion aus dem Wirtstier isolierten Entwicklungsstadien als Larve II deuten.

Bei Verabreichung derartig embryonierter Eier an Schafe schlüpften diese Larven II in den hinteren Dünndarmabschnitten aus der Eihülle, entwickelten sich aber im Caecum und Colon. Sie drangen aktiv in die Schleimhaut ein; denn ich fand sie in histologischen Schnitten in der Tunica propria. Sie saßen nahe der Muscularis mucosae, welche sie jedoch niemals durchbrachen.

Die am 14. Infektionstage aus einem Schaf isolierten *Trichuris ovis*-Larven unterschieden sich morphologisch bereits wesentlich von den bisherigen. Sie sind charakterisiert durch die Ausbildung des Zellkörpers, des Nervenringes sowie des Stiftchensaumes. Ich möchte sie daher als Larvenstadium III bezeichnen. Im Verlaufe der nächsten 10 Tage tritt in ihnen die Anlage der Geschlechtsorgane als eine auf dem Darm liegende strangförmige Zellwucherung auf. POWERS (1961) berichtet vom Auftreten der Geschlechtsanlage zum gleichen Zeitpunkt. THAPAR und SINGH (1954) sahen sie jedoch erst nach 48 Tagen. Sie sprechen vom Genitalprimordium, ohne näher darauf einzugehen. DIKMANS und ANDREWS (1933) beschrieben beim Studium infektiöser Larven verschiedener Magendarmwürmer vom Schafe die Geschlechtsanlage als ein etwa in der Mitte der Larve gelegenes rundliches bis ovales Gebilde. Es liegt nahe, daß die Geschlechtsanlage auch bei *Trichuris ovis* in dieser Form auftritt. Da bisher die Funktion der zwei am Stichosom-Darmübergang gelegenen Zellen unbekannt ist, ist es möglich, daß entweder eine dieser beiden, oder eventuell eine nur vorübergehend auftretende dritte (OPITZ 1963) die Geschlechtsanlage verkörpert. Einige Autoren dagegen glauben darin Drüsen des Verdauungsapparates erkennen zu können. Bei meinen Untersuchungen war auffällig, daß sich ausbildende Geschlechtsstränge in unmittelbarer Nähe einer dieser Zellen ihren Ursprung nahmen. Unter der Voraussetzung, daß meine Annahme stimmt, tritt die Geschlechtsanlage bereits mit 14 Tagen auf, unter Umständen sogar noch früher.

31 Tage nach der künstlichen Infektion konnten bei isolierten Larven mit Sicherheit Häutungen festgestellt werden. Damit gelang mir bei *Trichuris ovis* erstmals der Nachweis dieser im Tierkörper. Ich sehe deshalb das der Häutung folgende Stadium als Larve IV an. Sie ist

durch die einsetzende Differenzierung der Geschlechtsorgane gekennzeichnet. Darin stimme ich mit POWERS (1961) sowie THAPAR und SINGH (1954) überein. Die Larve IV war teilweise kleiner als die 5 Tage jüngere Larve III. Das läßt sich wohl aus der sehr starken Infektion dieses einen Versuchtstieres erklären. Man nimmt ja gewisse Entwicklungshemmungen bei Massenbefall an.

Bei den am 50. Infektionstage aus dem Caecum und Colon gewonnenen präadulten Trichuren waren die Geschlechtsorgane in den endgültigen Proportionen ausgebildet. Die Vulva besaß jedoch noch nicht ihre definitive Form: Desgleichen schien das Spiculum der Männchen noch nicht funktionsfähig zu sein, da es niemals ausgefahren war. Diese Beobachtungen stellen eine wesentliche Ergänzung der von THAPAR und SINGH (1954) mitgeteilten morphologischen Besonderheiten bei präadulten Peitschenwürmern dar.

Die erstmalige Ausscheidung von Eiern stellte ich bei zwei künstlich angesteckten Schafen am 53. bzw. 55. Tage fest (Präpatentperiode). Was die Lokalisation der verschiedenen Larvenstadien und der adulten Würmer anbelangt, ergaben meine experimentellen Untersuchungen, daß die Entwicklung grundsätzlich im Caecum und Colon stattfindet. Ich fand Larven weder im Duodenum noch im Jejunum und Ileum. Damit kann ich die von DEO (1960) mitgeteilten Befunde nicht bestätigen. Bei seinen Versuchen über die endogene Entwicklung fand er eine andere Verteilung der Trichuris ovis-Larven im Darmkanal. 48 Tage alte Larven, die er als Larven II bezeichnet, stellte er im gesamten Dünndarm an der Schleimhaut angeheftet fest, wobei die Länge der Larven vom Duodenum zum Ileum zunahm. 61 Tage nach der Infektion fand er sowohl Larven in den hinteren Dünndarmabschnitten als auch im Caecum, jedoch

135 Tage p.i. adulte Würmer nur im Caecum (nicht aber im Colon). Eine derartige "progressive Wanderung" in der endogenen Entwicklung von *Trichuris ovis* halte ich für sehr unwahrscheinlich.

Im allgemeinen konnte ich erhebliche Darmveränderungen nicht beobachten, da es sich meist nur um einen relativ geringen Befall der Versuchstiere handelte. Lediglich bei 3 Schafen mit starker Infektion fielen streifenförmige Blutungen auf der stark geschwellenen Schleimhaut des Caecum und Anfangsteils des Colon sowie bis stechnadelkopfgroße Läsionen auf. Dieser Befund stellt eine gewisse Bestätigung der Beobachtungen von POWERS (1961) dar. Allerdings sah dieser Autor die Veränderungen lediglich bei Anwesenheit von ausschließlich Adulten. Meine Beobachtungen deuten jedoch darauf hin, daß bereits Larven IV in der Lage sind, eine Schädigung der Schleimhaut zu verursachen.

V. Zusammenfassung

An 12 künstlich infizierten Schafen wurde die Entwicklung von *Trichuris ovis* (ABILDGAARD, 1795) untersucht.

Eier von *Trichuris ovis* embryonieren bei 32° C in 15 - 17 Tagen und sind am 23. Tage infektionstüchtig. Im Schaf schlüpfen die Larven II in den hinteren Dünndarmabschnitten und dringen dann in die Schleimhaut von Caecum und Colon ein. Hier findet die weitere Entwicklung über Larve III zur Larve IV statt. Dabei konnte erstmals für *Trichuris ovis* eine Häutung festgestellt werden.

Folgende morphologische Charakteristika waren für die Einteilung in 4 Larvenstadien maßgebend:

- Larve I: Anfangs gleichmäßige Granulation, Mundspeeer - später Sichtbarwerden des muskulären Oesophagus
- Larve II: Vorhandensein der Anlagen von Zellkörper und Darm
- Larve III: Entwicklung von Zellkörper und Darm, Anlage der Geschlechtsorgane
- Larve IV: Differenzierung des Geschlechtsapparates, Verlust des Mundspeeres.

VI. Literaturverzeichnis

1. Abildgaard, P.C. Allgemeine Bemerkungen über Eingeweidewürmer.
Skr.of Naturhist.Selsk.København, 26-64, 1795
2. Ambrosioni, P. Una forma enzootica nei caprioli da Trichocephalus affinis.
Arch.ital.Sci.med.colon. 17, 321-325, 1936
3. Artjuch, E.S. Über die Verbreitung der Trichocephaliden der Schafe in der UdSSR und ihre Bedeutung unter Zugrundenahme ihrer Fixationsweise und Ernährungsart.
Učen.zap.Vitebsk.vet.-zootechn.inst. (UdSSR) 4, 107-114, 1936 (in Russisch)
4. Askanazy, M. Der Peitschenwurm, ein blutsaugender Parasit.
Dtsch.Arch.klin.Med. 57, 104-117, 1896
5. Badanin, N.W. Helminthosen der Kamele.
Vet.-med. Diss. Tbilissi, 1939 (in Russisch)
6. Baskakov, W.P. Zur Fauna der parasitischen Würmer der Kamele in Turkestan.
Tr.gosudarstv.inst.eksp.vet.(Mosk.), 2, 92-106, 1924 (in Russisch)
7. Baylis, H.A. A new species of the nematode genus Trichuris from Queensland.
Ann.Mag.Nat.Hist. 9, 31-32, 1932
8. Baylis, H.A. Three notes on parasitic nematodes.
Ann.Mag.Nat.Hist. 10, 497-502, 1932
9. Baylis, H.A. Four new species of nematodes.
Ann.Mag.Nat.Hist. 16, 370-382, 1935
10. Bhalerao, G.D. Helminth parasites of the domesticated animals in India.
Scientific Monograph Nr.6, Imp.council of Agric.Res., 159-162, 1935
11. Biting, A.W. Notes on parasites collected in the state in 1895.
Proc.Ind.Acad.Sci., 168, 1895
12. Bizyulyavichyus, S.K.: Die Wirkung kalter Temperaturen auf die Lebensfähigkeit von Askariden- und Trichuriseiern.
Med.Parazit.(Mosk.) 24, 74-75, 1955 (in Russisch)
13. Boch, J., Hörchner, F.: Endoparasiten des Muffelwildes (Ovis musimon).
Berl.Münc.h.tierärztl.Wschr. 17, 325-328, 1962
14. Borchert, A. Lehrbuch der Parasitologie für Tierärzte.
3.Aufl., S.Hirzel-Verlag Leipzig, 1962

15. Boulenger, Ch.L. A collection of nematode parasites from Zanzibar.
Parasitology 15, 113-121, 1923
16. Cameron, T.W.M. The internal parasites of domestic animals.
Verlag A. & C. Black Ltd. London, 1934
17. Chandler, A.C. Characters for use in identification of species of the genus *Trichuris*.
J.Parasit. 16, 97, 1930
18. Chandler, A.C. Specific characters in the genus *Trichuris*, with a description of a new species, *Trichuris tenuis*, from a camel.
J.Parasit. 16, 198-206, 1930
19. Chandler, A.C. *Trichuris peromysci* n.sp. from *Peromyscus californicus*, and further notes on *T. perognathi* Chandler, 1945.
J. Parasit. 32, 208, 1946
20. Chandler, A.C. Introduction to parasitology.
9.Aufl., J.Wiley & Sons Inc. New York, 1955
21. Chitwood, B.G. The structure of the esophagus in the *Trichuroidea*.
J.Parasit. 17, 35-41, 1931
22. Chitwood; B.G. The nature of the "cell body" of *Trichuris* and "stichosome" of *Agamermis*.
J.Parasit. 21, 225, 1935
23. Christoffersen, N.R.: *Trichocephalus dispar* im Darmkanal des Menschen.
Zieglers Beitr.path.Anat.57, 474-515, 1914
24. Clapham, Ph.A. On some characters of the genus *Trichuris* and a description of *T.parvispicularis* n.sp. from a Cane rat.
J.Helminth. 21, 85-89, 1945
25. Clarkson, M.J., Owen, L.N.: The parasites of domestic animals in the Bahama Islands.
Ann.trop.Med.Parasit.53, 341-346, 1959
26. Cobbold, T.S. Entozoa: An introduction to the study of Helminthology.
Verlag Groombridge and Sons London, 1864
27. Crawley, H. Statistical observations on the abundance of nematode parasites in sheep of Pennsylvania.
J.Amer.vet.med.Ass. 59, 728-730, 1921
28. Curtice, C. The animal parasites of sheep.
2.Aufl., U.S.Dep.of Agric.(Bur.of Anim. Ind.) Washington, 1890
29. Deo, P.G. On the life-history of *Trichuris ovis*.
Proc.Ind.Sci.Congr.Part III (Abstr.), 120, 1947
30. Deo, P.G. Studies on the biology and life-history of *Trichuris ovis* (Abildgaard) Smith.
Ind.J.vet.Sci. 30, 139-148 und 165-177, 1960

31. Dikmans, G., Andrews, J.S.: A comparative morphological study of the infective larvae of the common nematodes parasitic in the alimentary tract of sheep.
Trans.Amer.Micr.Soc. 52, 1-25, 1933
32. Dinnik, Y.A., Dinnik, N.N.: Beobachtungen über die Entwicklung der Eier des *Trichocephalus trichiurus* (L.) in der Erde.
Med.Parazit.(Mosk.) 8, 221-228, 1939
(in Russisch)
33. Fahmy, M.A.M. An investigation on the life cycle of *Trichuris muris*.
Parasitology 44, 50-57, 1954
34. Fairbairn, D. The in vitro hatching of *Ascaris lumbricoides* eggs.
Canad.J.Zool. 39, 153-162, 1961
35. Fülleborn, F. Über die Entwicklung von *Trichocephalus* im Wirt.
Arch.Schiffs- u.Tropenhyg. 27, 413-420, 1923
36. Fülleborn, F. Über den "Mundstachel" der *Trichotrache-
liden*-Larven und Bemerkungen über die jüngsten Stadien von *Trichocephalus trichiurus*.
Arch.Schiffs-u.Tropenhyg. 27, 421-425, 1923
37. Gebauer, O. Zur Kenntnis der Parasitenfauna der Gemse.
Z.Parasitenk. 4, 147-219, 1932
38. Gebauer, O. Ein neuer Wiederkäuer-Peitschenwurm - *Trichuris gazellae* n. sp. - aus der Damagazelle.
Z.Parasitenk. 6, 323-325, 1934
39. Girard, J. Rôle des *Trichocephales* dans l'infection de l'appendice iléo coecal.
Ann.Inst.Pasteur 15, 440-444, 1901
40. Goetze, J.A.E. Versuch einer Naturgeschichte der Eingeweidewürmer thierischer Körper.
Blankenburg, 1782
41. Hawkins, P.A., Cole, C.L., Kline, J.E.: Studies of sheep parasites. IV. Survival of sheep nematodes on pasture during the fall months.
J.Parasit. 30, 373-376, 1944
42. Hawkins, P.A., de Freitas, M.G.: Studies of sheep parasites. VIII. Overwintering of nematode larvae.
J.Parasit. 33, (Suppl.) 22, 1947
43. Heine, P. Beiträge zur Anatomie und Histologie der *Trichocephalen*, insbesondere des *Trichocephalus affinis*.
Zbl.Bakt.-Abt.I Orig. 28, 779-787 und 809-817, 1900

44. Henner, S. Untersuchungen über Häutungen von Larven verschiedener Askaridenarten während ihrer präparasitischen Phase. Vet.-med. Diss. München, 1959
45. Hoeppli, R. Über Beziehungen zwischen dem biologischen Verhalten parasitischer Nematoden und histologischen Reaktionen des Wirbeltierkörpers. Arch.Schiffs-u.Tropenhyg. 31 (Beiheft 3), 3-88, 1927
46. Hoeppli, R. On histolytic changes and extra-intestinal digestion in parasite infections. Lingnan Science J. 12, (Suppl.) 1-12, 1933
47. Inatomi, S. Submicroscopic structure of the egg shell of helminth. II. A study on Trichuris vulpis. Acta Med. Okayama 14, 257-260, 1960
48. Jacobs, L., Remington, J.S., Melton, M.L.: The resistance of the encysted form of Toxoplasma gondii. J.Parasit. 46, 11-21, 1960
49. Jägerskiöld, A.K.E.: Weitere Beiträge zur Kenntnis der Nematoden. Zbl.Zool. 9, 119-120, 1901
50. Jettmar, H.M., Exner, H.: Thermoresistenzversuche an Ascaris- und Trichuris-Eiern. Arch.Hyg.u.Bakt. 134, 173-186, 1951
51. Kates, K.C. Overwinter survival on pasture of pre-parasitic stages of some nematodes parasitic in sheep. Proc.helminth.Soc.Wash. 10, 23-25, 1943
52. Kock, P. Zum Parasitenbefall des Rehwildes. Dtsch.tierärztl.Wschr. 50, 36-38, 1942
53. Kotlán, A. Helminthologie - Die Helminthosen der Haus- und Nutztiere unter Berücksichtigung der Helminthosen des Menschen. Verlag der ungarischen Akademie der Wissenschaften Budapest, 1960
54. Kozák, A., Magrová, E.: Beitrag zur koprologischen Diagnostik menschlicher Helminthiasen. Helminthologia (Bratislava) 2, 87-94, 1960
55. Leuckart, G.F.R. Die menschlichen Parasiten und die von ihnen herrührenden Krankheiten. 2.Aufl., Verlag C.F.Winter Leipzig, 1876
56. Lewinson, S.A. Zur Kenntnis der makroskopischen und mikroskopischen anatomischen Befunde bei der Infektion des Menschen mit Trichocephalus dispar. Virchows Arch.path.Anat. 256, 788-809, 1925

57. Linstow, O. Beobachtungen an Helminthen des Senckenbergischen naturhistorischen Museums, des Breslauer zoologischen Institutes und anderen. Arch.mikr.Anat.u.Entwicklungsgesch. 58, 182-198, 1901
58. Linstow, O. Neue und bekannte Helminthen. Zool.Jb.-Abt.System. 24, 1-20, 1906
59. Lucker, J.T., Foster, A.O.: Parasites and parasitic diseases of sheep. Farmer's Bull.Nr.1330, U.S.Dep.of Agric. Washington, 1957
60. Maenhout, E.F.M. Trichurose bij runderen. Vlaams diergeneesk.T. 16, 82-86, 1947
61. Magomedbekow, U.A.: Die Biologie des Nematoden Trichocephalus skrjabini (Baskakov, 1924) und das Studium einiger Fragen der Epizootologie der Trichocephalose des Menschen unter den Verhältnissen Dagestans. Tr.Gelmintol.Labor.Akademii Nauk SSSR, 8, 90-98, 1953 (in Russisch)
62. Marsh, H. Observations based on weekly parasite egg counts on feces of lambs and yearling sheep. J.Parasit. 22, 379-385, 1936
63. Mayer, F.J.C. Beiträge zur Anatomie der Entozoen. Verlag Henry & Cohen Bonn, 1841
64. Miller, M.J. Studies on the life history of Trichocephalus vulpis, the whipworm of dogs. Canad.J.Res. 25, 1-11, 1947
65. Mitskevich, V.Y. Zwei neue Arten der Gattung Trichocephalus Schrank, 1788 vom Rentier (Rangifer tarandus L.). Helminthologia (Bratislava) 1, 147-153, 1959 (in Russisch)
66. Mönnig, H.O. Veterinary Helminthology and Entomology. 3.Aufl., Baillière, Tindall & Cox London, 1950
67. Mönnig, H.O. Wild antelopes as carriers of nematode parasites of domestic ruminants-Part II. 18th Rep.Dir.Vet.Serv.and Anim.Ind. Union S.Afr. 1, 153-172, 1932
68. Mönnig, H.O. Wild antelopes as carriers of nematode parasites of domestic ruminants-Part III. Onderstepoort.J.vet.Sci.and Anim.Ind. 1, 77-92, 1933
69. Morgagni, J.B. Epistolae anatomicae. Patav. 14, 41-43, 1764
70. Morgan, D.O., Corner, H.H.: Helminth parasites in lambs on a Scottish border farm. J.Helminth. 17, 203-210, 1939

71. Morgan, B.B., Hawkins, P.A.: Veterinary Helminthology. 3.Aufl., Burgess Publishing Company Minneapolis, 1953
72. Müller, G.W. Die Ernährung einiger Trichuroideen. Z.Morph.Ökol. der Tiere 15, 192-212, 1929
73. Niles, W.B. Diseases of sheep observed in Iowa. Iowa Station Bull. 35, 781-819, 1898
74. Noda, R. Trichuris species from giraffe and cattle. Bull.Univ.Osaka Prefecture 5, 119-126, 1955
75. Opitz, H.M. Untersuchungen über die Entwicklung des Peitschenwurmes des Hundes, Trichuris vulpis Frölich (1789). Vet.-med. Diss. F.U. Berlin, 1963
76. Ortlepp, R.J. Whipworms from South African ruminants. Onderstepoort J.vet.Sci. and Anim.Ind. 9, 91-100, 1937
77. Oshmarin, P.G. Die funktionelle Bedeutung und Natur der Unterscheidung des Trichuroid-Körpers in eine fadenartige vordere und eine dickere hintere Portion. Zool.Ž. 39, 1091-1092, 1960 (in Russisch)
78. Oudendal, A.J.F. Over slijmoliës-veranderingen door den Trichocephalus Dispar veroorzaakt. Herinneringsbundel, Inst.v.Trop.Geneesk. Leiden, 1924
79. Powers, K.G. Bionomics of the genus Trichuris Roederer, 1761, in sheep. Vet.-med.Diss. Wisconsin, 1961
80. Powers, K.G., Todd, A.C., Mc Nutt, S.H.: Experimental infections of swine with Trichuris suis. Amer.J.vet.Res. 21, 262-268, 1960
81. Puchow, W.I. Zur Biologie des Trichocephalus ovis (Abildgaard, 1795). Tr.Rost.obl.vet.-opytn.stanzii 7, 70-76, 1939 (in Russisch)
82. Purohit, M.S., Lodha, K.R.: Haemonchosis in a camel. Ind.vet.J. 35, 219-221, 1958
83. Ransom, B.H. The nematodes parasitic in the alimentary tract of cattle, sheep, and other ruminants. Bull.Nr.127, U.S.Dep.of Agric. (Bur.of Anim.Ind.) Washington, 1911
84. Rauther, M. Mitteilungen zur Nematodenkunde. Zool.Jb.Abt.Anat. 40, 441-513, 1918
85. Reichenow, E., Vogel, H., Weyer, F.: Leitfaden zur Untersuchung der tierischen Parasiten des Menschen und der Haustiere. 3.Aufl., J.A. Barth Verlag Leipzig, 1952

86. Roederer, J.G., Wagler, C.G.: Dissert.de morbo mucoso. Göttingen, 1762
87. Rogers, W.P. Physiology of the hatching of eggs of *Ascaris lumbricoides*. Nature (London) 181, 1410-1411, 1958
88. Rogers, W.P., Sommerville, R.J.: The infective stage of nematode parasites and its significance in parasitism. Advanc. in Parasit. 1, 109-171, 1963
89. Ross, I.C., Gordon, H.McL.: The internal parasites and parasitic diseases of sheep, their treatment and control. Verlag Angus & Robertson Sydney, 1936
90. Rubin, R. Studies on the common whipworm of the dog, *Trichuris vulpis*. Cornell Vet. 44, 36-49, 1954
91. Rudolphi, K.A. Beobachtungen über die Eingeweidewürmer. Arch.Zool. und Zoot. 2, 7-8, 1802
92. Sagredo, N. *Trichocephalus dispar* in der Darmwand. Virchows Arch.path.Anat. 256, 268-274, 1925
93. Sánchez Botija, R.: Sobre la presencia del *Trichuris globulosa* en las cabras de España. Trab.Inst.Biol.Anim. 9, 269-272, 1950
94. Sarwar, M.M. Two new records and a new species of the genus *Trichuris* from domestic ruminants. Curr.Sci. 14, 306-307, 1945
95. Sarwar, M.M. On a new species of *Trichuris* from okapi. Acta trop.(Basel) 12, 176-178, 1955
96. Sarwar, M.M. A critical survey of the representation of the genus *Trichuris* in ruminants in Indo-Pakistan. Acta trop.(Basel) 14, 225-227, 1957
97. Sarwar, M.M. Reconstruction of the genus *Trichuris* and a short review of its taxonomy and morphology. Biologia 5, 19-35, 1959
98. Schmid, F. Der Einfluß von Stall- und Weidehaltung auf den Parasitenbefall bei Schafen, insbesondere bei Lämmern. Zbl.Bakt.-Abt. I Orig. 130, 338-349, 1933/34
99. Schwartz, B. Freedom from viable trichinae of frankfurters prepared under Federal meat inspection. Proc.helminth.Soc.Wash. 6, 35-37, 1939
100. Schwartz, B. Specific identity of whipworms from swine. J.Agric.Res. 33, 311-316, 1926
101. Schichobalowa, N.P., Gorodilowa, L.I.: Die Abhängigkeit eines kleinen Prozentsatzes der Askaridose und Trichurose von klimatischen und mikroklimatischen Faktoren in Samarkand. Med.Parazit.(Mosk.) 14, 23-30, 1945 (in Russisch)

102. Shorb, D.A. Survival of sheep nematodes in pastures. J.Agric.Res. 65, 329-337, 1942
103. Sjöberg, A. Die bei Rindern im Verdauungstraktus vorkommenden Nematoden. Ihre Diagnostik, klinisch-pathologischen Symptome und Therapie. Wien.tierärztl.Mschr. 13, 513-569, 1926
104. Sjöberg, A. Beiträge zur Kenntnis der Magen-Darm-Parasiten des Rindes. Tierärztl. Rundschau 32, 9-10, 1926
105. Skrjabin, K.I., Schichobalowa, N.P., Orlov, I.W.: Die Grundlagen der Nematodologie - VI. Die Trichocephaliden und Capillarien der Tiere und des Menschen sowie die durch sie hervorgerufenen Krankheiten. Verlag Akademie der Wissenschaften der UdSSR Moskau, 1957 (in Russisch)
106. Smyth, J.D. Introduction to animal parasitology. The English Universities Press Ltd. London, 1962
107. Soliman, K.N. Observations on the survival on pasture of preparasitic stages of Dictyocaulus viviparus in southern England - I. British vet.J. 108, 167-172, 1952
108. Sprehn, C. Einige Bemerkungen über die Trichocephalen der Wiederkäuer. Zool.Anz. 70, 83-93, 1927
109. Sprent, J.F.A. On the migratory behavior of the larvae of various Ascaris species in white mice. I. Distribution of larvae in tissues. J.inf.Dis. 90, 165-176, 1952
110. Taylor, W.J., Boynton, W.H.: Gid found in sheep in New York. J.Amer.vet.med.Ass. 36, 537-548, 1910
111. Thapar, G.S., Singh, Kr.S.: Studies on the life-history of Trichuris ovis (Abildgaard, 1795) (family Trichuridae: Nematoda). Proc.Ind.Acad.Sci. 40, 69-88, 1954
112. Tiner, J.D., Chin, T.H.: The occurrence of Trichuris globulosa (Nematoda: Trichuridea) in China. N.Amer.Vet. 30, 97, 1949
113. Van den Berghe, L.: Contribution à l'étude des parasites de l'okapi (Troisième partie). Rev.Zool.Bot.Afric.30, 117-139, 1937
114. Weniger, H. Versuche zur Verbesserung der Methoden zum morphologischen Studium bescheideter Larvenstadien der Pferdestrongyliden. Vet.-med. Diss. Berlin, 1935
115. Wilson, E. On the anatomy of Trichocephalus affinis. Vet.Rec. and Trans.vet.med.Ass. 2, 43-52, 1846

116. Wichmann, J. Über das Verhalten des Trichocephalus
dispar zur Darmschleimhaut.
Med.Diss. Kiel, 1889
117. Yamaguti, S. Systema Helminthum - III. The nematodes
of vertebrates.
Interscience Publishers Inc. New York,
1961
118. Zeder, J.G.H. Anleitung zur Naturgeschichte der
Eingeweidewürmer.
Verlag Draußnick Bamberg, 1803

Meinem verehrten Lehrer, Herrn Professor
Dr. J. B o c h , möchte ich für die Überlassung
des Themas und die mir zu jeder Zeit zuteil gewor-
dene Unterstützung bei der Anfertigung der vorlie-
genden Dissertation ergebenst danken.

Gleichzeitig gilt mein Dank Frau V. Rosenfeld
für die Anfertigung der Photographien sowie allen
anderen Mitarbeitern des Institutes, die mich stets
freundlich bei der Arbeit unterstützten.

Lebenslauf

Am 11. März 1937 wurde ich als Sohn des Kaufmännischen Leiters Werner Dalchow und seiner Ehefrau Gottliebe, geb. Stein in Berlin-Lichtenberg geboren.

Von 1943 - 1951 besuchte ich die Grundschulen in Calbe/Saale und Dessau, anschließend die Oberschule in Greiz/Thüringen. 1955 legte ich dort die Reifeprüfung ab. Nachdem ich ein Jahr im "Friedrich-Löffler-Institut" (Forschungsanstalt für Tierseuchen) auf der Insel Riems bei Greifswald als Vorpraktikant tätig war, begann ich im Jahre 1956 das Studium der Veterinärmedizin an der Humboldt-Universität. 1958 bestand ich das Physikum. Im Sommersemester 1960 setzte ich das Studium an der Freien Universität Berlin fort.

Nach Ablegung des Staatsexamens im Herbst 1962 absolvierte ich die Pflichtpraktikantenzeit in der Klinik für Tiergeburtshilfe und Kleintierkrankheiten der Freien Universität Berlin und erhielt am 20. April 1963 die Bestallung als Tierarzt.

